



UNIVERSIDADE TÉCNICA DE LISBOA

Faculdade de Medicina Veterinária

TRANSFUSÕES DE SANGUE TOTAL E CONCENTRADO DE ERITRÓCITOS EM CÃES E
GATOS: AVALIAÇÃO DAS INDICAÇÕES, EFEITOS E CONSEQUÊNCIAS.

RITA MAFALDA DA COSTA GRAÇA

CONSTITUIÇÃO DO JÚRI

Doutora Maria Constança Matias
Ferreira Pomba

Doutor José Henrique Duarte Correia

Doutora Maria Teresa da Costa Mendes
Vítor Villa de Brito

Doutor Mário António Pereira da Silva
Soares de Pinho

Doutor Luís Lima Lobo

ORIENTADOR

Doutor Luís Lima Lobo

CO-ORIENTADOR

Doutor José Henrique Duarte Correia

2012
LISBOA



UNIVERSIDADE TÉCNICA DE LISBOA

Faculdade de Medicina Veterinária

TRANSFUSÕES DE SANGUE TOTAL E CONCENTRADO DE ERITRÓCITOS EM CÃES E
GATOS: AVALIAÇÃO DAS INDICAÇÕES, EFEITOS E CONSEQUÊNCIAS.

RITA MAFALDA DA COSTA GRAÇA

Dissertação de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

CONSTITUIÇÃO DO JÚRI

Doutora Maria Constança Matias
Ferreira Pomba

Doutor José Henrique Duarte Correia

Doutora Maria Teresa da Costa Mendes
Vítor Villa de Brito

Doutor Mário António Pereira da Silva
Soares de Pinho

Doutor Luís Lima Lobo

ORIENTADOR

Doutor Luís Lima Lobo

CO-ORIENTADOR

Doutor José Henrique Duarte Correia

2012
LISBOA

Agradecimentos

Ao meu orientador, o Prof. Doutor Luís Lima Lobo, quero agradecer todo o acompanhamento ao longo deste trabalho, bem como o cuidado e a celeridade na revisão da dissertação. Quero também agradecer todo o conhecimento transmitido durante o estágio e o padrão de exigência que impôs e que nos permitiu, a todos, crescer como profissionais.

Ao meu co-orientador, o Prof. Doutor José Henrique Duarte Correia, quero agradecer ter-me aceite como co-orientanda. A disponibilidade e dedicação com que acompanhou o meu trabalho foram valiosíssimas para a concretização desta dissertação. Agradeço a enorme simpatia com que sempre me recebeu, assim como todo o saber transmitido.

Ao Dr. Rui Ferreira, que me acompanhou desde o início deste projecto, o meu profundo obrigado. Muitas das dúvidas que foram surgindo ao longo deste trabalho encontraram uma rápida solução graças à sua ajuda e disponibilidade.

Ao Professor Telmo Nunes quero agradecer toda a paciência nas horas passadas em frente ao computador e que foram indispensáveis para a realização desta dissertação.

A toda a Equipa do HVP, constituída por excelentes médicos, enfermeiras e auxiliares, extremamente humanos e com quem tive a oportunidade de aprender muitas lições que ficarão para a vida. Em particular quero agradecer às enfermeiras Alexandra, Lurdes, Maria João e Patrícia, pela companhia nas longas noites de urgência e pela paciência quando o sono já era muito. Aos meus colegas de estágio André, Cristiana, Daiana, Filipa, Irene, Joana, Luís e Sandra. Todo este estágio foi uma experiência magnífica e não teria sido a mesma sem todos vocês.

Ao Dr. Pedro Lopes, Dra. Rita Lopes, Dra. Carla Salas e Dra. Diana Kolinsky. Acolheram-me no vosso espaço com enorme simpatia e vontade de ensinar. Grande parte da minha formação é devida a vós e não posso agradecer o suficiente.

Pai e Mãe, obrigada por toda a vossa compreensão durante este período mais difícil e trabalhoso. Sei que não deve ter sido fácil aturar o ocasional mau humor e os dias passados a trabalhar, longe da família. Agradeço a paciência e não terem insistido (demasiadas vezes) em perguntar como estava a correr a tese. Não teria sido possível, de todo, realizar este projecto sem o vosso apoio.

Ao meu avô Francisco e ao meu avô José dedico este trabalho final de conclusão do meu curso. Sei que ficariam orgulhosos por mais esta meta cumprida.

Às minhas avós Deolinda e Henriqueta, obrigada por todo o entusiasmo que sempre mostraram em relação a esta minha escolha académica, todo o carinho e todos os mimos que a vossa neta aprecia muito.

Ao Jorge, o meu companheiro de todos os dias.

À Cátia, quero agradecer toda a preocupação, comigo e com todo este processo. Acima de tudo, quero agradecer a compreensão pelas ausências, que não foram poucas. Estás comigo desde o início e és-me essencial.

Ao Pedro, que me acompanhou quase desde o princípio desta odisséia, quero agradecer por todas as manhãs, tardes e noites que passou comigo na biblioteca. Pelo encorajamento constante e por todos os “Não saímos daqui enquanto não cumprires o teu objectivo para hoje”. Sem ele, com certeza, todo este processo teria demorado mais tempo.

À Mafalda e à Catarina, obrigada por estarem ao meu lado, por todas as palavras de encorajamento e por serem as amigas que são.

Aos meus colegas e amigos, em particular à Filipa, Jessica e Maria Inês, quero agradecer todo o apoio e todo o companheirismo ao longo deste período.

Resumo

Transfusões de sangue total e concentrado de eritrócitos em cães e gatos: avaliação das indicações, efeitos e consequências.

O aumento do conhecimento na área da Medicina Transfusional em animais de companhia, aliado a uma maior facilidade de acesso aos diferentes produtos sanguíneos, permitiu que a terapia transfusional se tornasse uma prática cada vez mais comum em Medicina Veterinária.

Numa primeira fase da presente dissertação procurou fornecer-se uma visão geral, resumida e actual sobre o tema da Medicina Transfusional na clínica de animais de companhia.

A segunda parte compreendeu um estudo desenvolvido no Hospital Veterinário do Porto, ao longo de um período de 6 meses, que apresenta 2 objectivos principais. Um dos objectivos consiste na caracterização da população de cães e gatos que recebeu transfusões de sangue total e concentrado de eritrócitos, quanto à prevalência dos tipos sanguíneos, indicação para transfusão, bem como consequências e efeitos da sua administração. Pretende-se, então, comparar os resultados com a bibliografia, interpretando-os e contribuindo para o aumento do conhecimento nesta área. É igualmente um objectivo do presente trabalho avaliar a variação de diferentes parâmetros monitorizados, relacionando-os com a administração das transfusões.

No presente estudo, a indicação mais comum para a transfusão de eritrócitos em gatos foi a anemia não regenerativa (46,1%). A indicação mais comum para a transfusão de eritrócitos em cães foi a anemia devido a hemorragia (71,4%). Ao avaliar-se o grupo de cães com anemia hemorrágica em comparação com o grupo de cães com anemia hemolítica, verificou-se que o primeiro apresenta um valor de hematócrito pré-transfusão significativamente superior ao segundo ($p < 0,01$). Às 3 horas após a administração da transfusão, verificou-se que os animais que receberam concentrado de eritrócitos apresentaram um valor médio de hematócrito significativamente superior àquele dos animais que receberam sangue total ($p = 0,012$). Neste estudo, o grupo de animais com anemia hemolítica foi aquele que recebeu um maior número de transfusões múltiplas. Registou-se a ocorrência de 3 reacções transfusionais, o que se traduziu numa incidência de reacções transfusionais de 3,1% na população canina e de 11,1% na população felina.

Palavras-Chave: Transfusão, sangue total, concentrado de eritrócitos, hematócrito, cão, gato

Abstract

Whole blood and packed red blood cell transfusions in dogs and cats: evaluation of indications, effects and outcome.

With the increase in knowledge about Transfusion Medicine and improved availability of different blood products, transfusion therapy has become increasingly more common in small animal practice.

In this study, a review of the literature was made with the intention of providing comprehensive, summarized and up to date information about Transfusion Medicine in small animal practice.

Furthermore, a study was developed in Hospital Veterinário do Porto with two main objectives. One of the goals is to characterize the population of dogs and cats that received either whole blood or packed red blood cell transfusions, regarding their blood type prevalence, transfusion indications, outcome and effects of transfusion administration. Our results were compared with those obtained in previous studies, interpreting any discrepancies and contributing to this theme with more information. It is equally a goal of this study to evaluate the evolution of certain parameters and trying to associate them with the administration of red blood cell transfusions.

In this study, non-regenerative anemia was the leading indication for blood transfusion in cats (46,1%). The leading indication for blood transfusion in dogs was blood loss anemia (71,4%). When comparing the group of dogs with hemorrhagic anemia with the group of dogs with hemolytic anemia, we found that the first tend to receive red blood cell transfusions at a significantly higher pre-transfusion PCV than the latter ($p<0,01$). The group of animals that received packed red blood cells had an average PCV value significantly higher, 3 hours post-transfusion, than the group of animals that received whole blood ($p=0,012$). The majority of multiple transfusions were administered to the group of animals with hemolytic anemia. Transfusion reactions were noted in 3 animals, representing an incidence of transfusion reactions of 3,1% in the canine population and 11,1% in the feline population.

Keywords: Transfusion, whole blood, packed red blood cells, hematocrit, dog, cat

Índice Geral

Agradecimentos.....	i
Resumo.....	ii
Abstract.....	iii
Índice geral.....	iv
Índice.....	iv
Índice de tabelas.....	viii
Índice de gráficos.....	x
Índice de figuras.....	xi
Índice de fórmulas.....	xii
Lista de Abreviaturas e Símbolos.....	xiii

Índice

Descrição das actividades desenvolvidas durante o Estágio Curricular	1
1. Introdução	1
2. Internamento.....	2
3. Consulta.....	3
4. Cirurgia	3
5. Anestesia.....	4
6. Urgências	4
7. Participação no VIII Congresso Hospital Veterinário Montenegro	5
PARTE I – Revisão Bibliográfica.....	6
1. Introdução Geral.....	6
2. Indicações para a realização de transfusões de eritrócitos	7
2.1. Valor de hematócrito limite.....	7
2.2. Factores a considerar na decisão de realizar uma transfusão.....	9
2.2.1 Sinais Clínicos.....	9
2.2.2 Anemia Crónica e Anemia Aguda.....	9
2.2.3. Doença Concomitante	10
3. Principais indicações para realização de transfusões de eritrócitos em cães	10
4. Principais indicações para realização de transfusões de eritrócitos em gatos	11
5. Componentes Sanguíneos	11
5.1. Sangue Total	12
5.1.1. Sangue total fresco	13
5.1.2. Sangue total armazenado	13
5.2. Concentrado de eritrócitos	14
5.3. Transfusões de componentes sanguíneos na prática clínica.....	15
5.4. Recolha e Armazenamento.....	15
6. Colheita de sangue em cães e em gatos.....	16
6.1. Sistemas de colheita abertos e fechados	17

7. Grupos Sanguíneos.....	17
7.1. Grupos sanguíneos caninos	17
7.1.1. Sistema DEA 1.....	18
7.1.2. Sistema DEA 3.....	19
7.1.3. Sistema DEA 4.....	20
7.1.4. Sistema DEA 5.....	20
7.1.5. Sistema DEA 7.....	21
7.1.6. Novo antígeno Dal	21
7.1.7. Dador Universal Canino	21
7.2. Grupos sanguíneos felinos: A, B e AB	22
7.2.1. Prevalência dos tipos sanguíneos felinos	22
7.2.2. Anticorpos naturais.....	25
7.2.3. Novo antígeno MLK.....	26
7.2.4. Dador universal felino	26
8. Monitorização do paciente.....	27
8.1. Hematócrito	27
8.2. Outros parâmetros.....	27
8.3. Frequência da monitorização.....	27
9. Taxa de sobrevivência em animais que receberam transfusões de sangue.....	28
10. Reacções Transfusionais	29
10.1. Tipos de reacções transfusionais	29
10.2. Reacções imunomediadas agudas.....	30
10.2.1. Reacções hemolíticas agudas	30
10.2.1.1. Sinais clínicos associados a Reacções Hemolíticas Agudas (RHA)	31
10.2.2. Reacções Alérgicas	31
10.2.2.1. Sinais clínicos associados a Reacções Alérgicas	32
10.2.3. Reacções febris não hemolíticas.....	32
10.2.3.1. Sinais clínicos associados a Reacções febris não hemolíticas.....	33
10.3. Reacções imunomediadas retardadas.....	33
10.3.1. Reacções hemolíticas retardadas	33
10.3.1.1. Sinais clínicos associados a reacções hemolíticas retardadas.....	33
10.3.2. Púrpura pós-transfusional.....	34
10.3.2.1. Sinais clínicos associados a Púrpura pós-transfusional.....	34
10.3.3. Isoeritrólise Neonatal	34
10.3.3.1. Sinais clínicos associados a Isoeritrólise Neonatal.....	35
10.4. Reacções não imunomediadas agudas.....	35

10.4.1. Contaminação bacteriana/Sépsis associada à transfusão	35
10.4.1.1. Sinais clínicos associados a contaminação bacteriana	36
10.4.2. Hemólise não imunomediada.....	36
10.4.2.1. Sinais clínicos associados a hemólise não imunomediada	37
10.4.3. Hipervolemia	37
10.4.3.1. Sinais clínicos associados a Hipervolemia	37
10.4.4. Toxicidade por citrato	37
10.4.4.1. Sinais clínicos associados a toxicidade por citrato.....	38
10.4.5. Hipotermia	38
10.4.5.1. Sinais clínicos associados a hipotermia.....	38
10.4.6. Embolia gasosa e tromboembolismo pulmonar	38
10.4.6.1. Sinais clínicos associados a embolia gasosa e tromboembolismo pulmonar	39
10.5. Reações não imunomediadas retardadas.....	39
10.5.1. Agentes infecciosos	39
10.5.1.1. Sinais clínicos associados a Agentes infecciosos.....	39
10.5. 2. Outras reações não imunomediadas retardadas	39
PARTE II – Transfusões de sangue total e concentrado de eritrócitos em cães e gatos: avaliação das indicações, efeitos e consequências.	41
1. Objectivos.....	41
2. Material e Métodos	41
2.1. Caracterização da amostra	41
2.2 Métodos.....	42
2.2.1 Tipificação sanguínea e Teste de compatibilidade	43
2.2.2 Medição da pressão arterial.....	43
2.2.3 Medição do Valor de Hematócrito.....	44
2.2.4 Administração da transfusão	44
2.2.5 Análise Estatística	45
3. Resultados e Discussão.....	45
3.1. Introdução	45
3.2. Tipificação sanguínea	46
3.2.1. Cães	46
3.2.2. Gatos	46
3.3. Indicações para a administração de transfusões de sangue total e concentrado de eritrócitos	47
3.3.1. Cães	47
3.3.2. Gatos	48

3.4. Média do valor de hematócrito antes da transfusão	49
3.4.1. Cães	49
3.4.2. Gatos	51
3.5. Variação do valor médio do hematócrito em função do componente sanguíneo administrado	52
3.6. Variação do valor médio do hematócrito em função da causa ou indicação para transfusão	55
3.6.1. Cães	56
3.6.2. Gatos	58
3.7. Número de transfusões realizadas por animal	60
3.7.1. Cães	61
3.7.2. Gatos	62
3.8. Reações transfusionais	63
3.8.1. Cães	63
3.8.2. Gatos	64
3.9. Percentagem de sobrevivência	65
3.10. Tempo de armazenamento	66
3.11. Tempo de duração da transfusão	67
3.12. Monitorização de parâmetros	68
3.12.1. Frequência Cardíaca	68
3.12.2. Frequência Respiratória	72
3.12.3. Atitude	75
3.12.4. Coloração das mucosas	76
4. Conclusões	78
Bibliografia	81

Índice de Tabelas

Tabela 1. Total de horas despendidas por serviço durante o estágio no Hospital Veterinário do Porto.....	2
Tabela 2. Casuística de exames imagiológicos realizados durante o estágio no Hospital Veterinário do Porto	5
Tabela 3. Frequência dos antígenos eritrocitários do sistema AB felino em diferentes países da Europa.	23
Tabela 4. Frequência absoluta e relativa das espécies incluídas no estudo	42
Tabela 5. Frequência dos tipos sanguíneos dos cães presentes no estudo.	46
Tabela 6. Frequência dos tipos sanguíneos dos gatos presentes no estudo	46
Tabela 7. Prevalência das diferentes indicações para transfusão nos cães avaliados no estudo.....	48
Tabela 8. Prevalência das diferentes indicações para transfusão nos gatos avaliados no estudo.....	49
Tabela 9. Média do valor de hematócrito antes da transfusão em pacientes caninos, consoante a indicação para transfusão.	50
Tabela 10. Média do valor de hematócrito antes da transfusão em pacientes felinos, consoante a indicação para transfusão.	52
Tabela 11. Valores médios de hematócrito dos animais que receberam unidades de sangue total e dos animais que receberam unidades de concentrado de eritrócitos, nos diferentes momentos monitorizados.	54
Tabela 12. Número de transfusões administradas à população total, em função da indicação para transfusão.	60
Tabela 13. Percentagem de cães que receberam transfusões múltiplas ou uma única transfusão, em função da indicação para transfusão.	61
Tabela 14. Percentagem de gatos que receberam transfusões múltiplas ou uma única transfusão, em função da indicação para transfusão.	62
Tabela 15. Prevalência e tipo de reacções transfusionais nos animais avaliados no estudo.	63
Tabela 16. Percentagem de sobrevivência da população total em estudo.	66
Tabela 17. Percentagem de sobrevivência dos cães e gatos avaliados no estudo.....	66
Tabela 18. Tempo de armazenamento das unidades de sangue total e concentrado de eritrócitos.	67
Tabela 19. Tempo de duração da transfusão das unidades de sangue total e concentrado de eritrócitos.	68

Tabela 20. Variação dos valores médios da frequência cardíaca em cães, comparativamente com o valor médio obtido antes da transfusão.	70
Tabela 21. Variação dos valores médios da frequência cardíaca em gatos, comparativamente com o valor médio obtido antes da transfusão.	70
Tabela 22. Evolução da percentagem de cães com frequência cardíaca normal e com taquicardia ao longo dos diferentes momentos monitorizados.	71
Tabela 23. Evolução da percentagem de gatos com frequência cardíaca normal e com taquicardia ao longo dos diferentes momentos monitorizados.	72
Tabela 24. Variação dos valores médios da frequência respiratória em cães, comparativamente com o valor médio obtido antes da transfusão.	73
Tabela 25. Variação dos valores médios da frequência respiratória em gatos, comparativamente com o valor médio obtido antes da transfusão.	74
Tabela 26. Evolução da percentagem de cães com frequência respiratória normal e com taquipneia ao longo dos diferentes momentos monitorizados.	75
Tabela 27. Evolução da percentagem de gatos com frequência respiratória normal e com taquipneia ao longo dos diferentes momentos monitorizados.	75

Índice de Gráficos

Gráfico 1. Gráfico representativo da casuística no serviço de cirurgia durante os 6 meses de estágio no Hospital Veterinário do Porto.	4
Gráfico 2. Gráfico representativo do valor médio do hematócrito antes da transfusão, no grupo de cães com hemorragia e hemólise.	51
Gráfico 3. Gráfico representativo do valor médio do hematócrito antes da transfusão, no grupo de gatos, de acordo com a indicação para transfusão.	52
Gráfico 4. Gráfico representativo da variação do valor de hematócrito às 3 horas após transfusão no grupo de pacientes caninos com hemorragia e com hemólise.	56
Gráfico 5. Gráfico representativo da variação do valor de hematócrito às 24 horas após transfusão no grupo de pacientes caninos com hemorragia e com hemólise.	57
Gráfico 6. Gráfico representativo da evolução do valor de hematócrito às 3 horas após transfusão no grupo de pacientes felinos com hemorragia, hemólise e anemia não regenerativa.	58
Gráfico 7. Gráfico representativo da evolução do valor de hematócrito às 24 horas após transfusão no grupo de pacientes felinos com hemorragia, hemólise e anemia não regenerativa.	59
Gráfico 8. Gráfico representativo da variação dos valores médios da frequência cardíaca em cães e gatos, comparativamente com o valor médio obtido antes da transfusão.	69
Gráfico 9. Gráfico representativo da variação dos valores médios da frequência respiratória em cães e gatos, comparativamente com o valor médio obtido antes da transfusão.	73
Gráfico 10. Gráfico representativo da evolução da atitude dos cães e gatos que receberam transfusões, ao longo do estudo.	76
Gráfico 11. Gráfico representativo da evolução da coloração das mucosas dos cães e gatos que receberam transfusões, ao longo do estudo.	77

Índice de Figuras

Figura 1. Esquema dos diferentes constituintes do sangue total e produtos sanguíneos que deles derivam, adaptada de: Helm, J. & Knottenbelt, C. (2010). Blood transfusions in dogs and cats: 1. Indications, In Practice, 32(5), 184-189.....	12
--	----

Índice de Fórmulas

Fórmula 1. Fórmula utilizada para o cálculo do volume de sangue total ou concentrado de eritrócitos a administrar (Pichler & Turnwald, 1985,citado por Helm & Knottenbelt, 2010)...28

Lista de Abreviaturas e Símbolos

% - Percentagem

°C - Graus centígrados

DSH - *Domestic Shorthair*

DLH - *Domestic Longhair*

FA - Frequência Absoluta

FR - Frequência Relativa

Ig - Imunoglobulina

Descrição das actividades desenvolvidas durante o Estágio Curricular

1. Introdução

O estágio curricular foi realizado no Hospital Veterinário do Porto, tendo decorrido durante o período de 20 de Setembro de 2010 a 20 de Março de 2011.

O Hospital Veterinário do Porto, como hospital de referência, possui uma grande variedade de serviços para além de Medicina Interna, que incluem Cardiologia, Oncologia, Anestesia e Controlo da Dor, Gastroenterologia, Ortopedia, Comportamento, Oftalmologia, Neurologia, Dermatologia, Endoscopia, Cuidados Intensivos, Fisioterapia e Banco de Sangue Veterinário, entre outros. Enquanto aluno estagiário foi possível aprofundar conhecimentos em cada uma destas áreas.

As actividades desempenhadas pelos estagiários foram divididas em 5 áreas clínicas distintas, Internamento, Consultas, Cirurgia, Anestesia e Urgências. Adicionalmente, o horário comportava ainda um período reservado à substituição dos estagiários que se encontravam de folga e um outro destinado a licença sabática. A sabática realizava-se no dia seguinte à folga, ou seja, no segundo dia após a realização da urgência e, neste dia, o aluno estagiário comparecia no Hospital com o propósito de realizar trabalho de pesquisa na biblioteca. O trabalho de pesquisa tinha como objectivo consolidar os conhecimentos que iam sendo adquiridos ao longo do estágio. Aos estagiários que realizavam a substituição da folga, competia também a função de prestar apoio no banco de sangue veterinário e serviço de fisioterapia, caso necessário.

O total de horas de trabalho efectuadas durante o estágio foi de 1250 horas, distribuídas pelos diferentes serviços atribuídos ao grupo de estagiários, sendo que 377 horas foram dedicadas ao serviço de internamento, 204 horas ao serviço de consultas, 187 horas ao serviço de Cirurgia, 102 horas ao serviço de Anestesia, 300 horas ao serviço de Urgências e, adicionalmente, foi realizado um total de 80 horas em licença sabática (Tabela nº1). O Hospital Veterinário do Porto presta um serviço de urgência disponível todos os dias, 24 horas por dia, para além disso, presta os restantes serviços de 2ª a 6ª feira das 9h às 20h e sábados das 9h às 13h. Os horários cumpridos pelos estagiários eram de 8 horas ou 9 horas diárias durante a semana, incluindo 4 horas nas manhãs de sábado (em regime de rotatividade), e realização de banco nas urgências, de 12 horas durante a semana e de 24 horas durante o período de fim-de-semana.

Tabela 1. Total de horas despendidas por serviço durante o estágio no Hospital Veterinário do Porto

Serviço	Total de Horas
Internamento	377
Consultas	204
Cirurgia	187*
Anestesia	102*
Urgência	300
Sabática	80
Total	1250

* O horário dos serviços de cirurgia e anestesia variava conforme o número de casos diário. Devido a isto, o total de horas aqui representado foi calculado assumindo que metade dos turnos realizados foi de 8 horas e a outra metade de 9 horas.

2. Internamento

As funções do aluno estagiário incluíam a realização do exame de estado geral diário, que incluía a avaliação da atitude do paciente, tempo de repleção capilar, cor das mucosas, palpação dos linfonodos, medição da temperatura, frequência respiratória, frequência cardíaca e auscultação cardíaca e pulmonar.

Faziam ainda parte das responsabilidades do aluno estagiário a administração da terapêutica diária dos animais internados, a monitorização de diferentes parâmetros clínicos (como a pressão arterial e temperatura, entre outros), bem como garantir o bem-estar animal, através da alimentação, passeios regulares e manutenção das condições de higiene.

O estagiário da área de internamento também participava na realização dos exames de endoscopia, ecografia, radiografia e TAC, com ou sem contraste, dos animais internados ou admitidos após consulta.

A colheita de sangue, urina e/ou fezes para análise também fazia parte das tarefas desempenhadas pelo estagiário. Exames complementares como hemograma, bioquímicas, microhematócrito, electrocardiograma e exame bioquímico da urina eram realizados pelo estagiário, no laboratório do hospital. O pedido escrito de realização de determinados exames complementares para laboratórios externos também fazia parte das funções do estagiário.

Ao aluno estagiário escalado para o serviço de internamento cabia também o acompanhamento de alguns dos pacientes provenientes das consultas (quando os estagiários do serviço de consultas se encontravam ocupados com outros casos), sempre com a supervisão do médico veterinário responsável, preenchendo a ficha de internamento, debatendo possíveis exames complementares de diagnóstico e medicação a realizar.

3. Consulta

Neste serviço, o aluno estagiário tinha a oportunidade de assistir às consultas realizadas pelos médicos veterinários responsáveis pelas diferentes especialidades, bem como a consultas de carácter geral. Era função do estagiário prestar qualquer apoio que lhe fosse solicitado durante o decorrer da consulta e acompanhar o paciente ao longo do processo de internamento, se fosse caso disso. Caso lhe fosse pedido, o estagiário podia ainda efectuar a recolha da anamnese e proceder ao exame clínico do animal, para posterior avaliação conjunta com o médico veterinário responsável pelo caso.

O acompanhamento do paciente no internamento incluía a discussão do plano de diagnóstico mais adequado e a realização, ou apoio à realização, de qualquer um dos exames complementares descritos atrás (página 2).

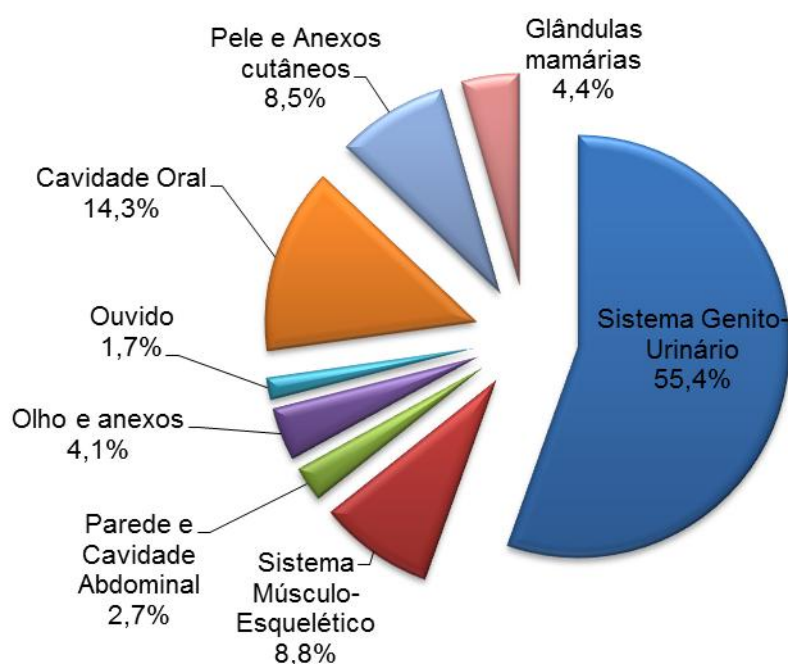
4. Cirurgia

A realização de cirurgias tinha início durante o período da manhã, segundo um plano diário previamente elaborado. O aluno estagiário era responsável pela preparação de cada animal para a respectiva cirurgia, participando na realização, supervisionada, da contenção do animal, administração da medicação pré-anestésica, indução anestésica, entubação e preparação do campo operatório. No bloco operatório era permitido ao aluno estagiário desempenhar a função de ajudante de cirurgião, prestando todo o apoio pedido pelo cirurgião durante o desenvolvimento da cirurgia. Era responsabilidade do estagiário do serviço de cirurgia o acompanhamento pós-cirúrgico do paciente, nomeadamente certificando-se que o recobro decorria dentro da normalidade e efectuando a extubação e outros procedimentos necessários, na altura adequada.

Durante o estágio realizado no Hospital Veterinário do Porto foram realizadas diversas cirurgias em diferentes áreas de especialidade. Estas encontram-se ilustradas no Gráfico 1.

O aluno estagiário escalado para o serviço de cirurgia participava também em todo o processo de preparação dos animais com indicação para a realização de exames imagiológicos que exigissem anestesia.

Gráfico 1. Gráfico representativo da casuística no serviço de cirurgia durante os 6 meses de estágio no Hospital Veterinário do Porto.



5. Anestesia

O aluno estagiário escalado no serviço de anestesia, acompanhava inicialmente o estagiário do serviço de cirurgia, auxiliando-o na preparação do animal e realizando em conjunto os procedimentos descritos atrás (página 3). No bloco operatório o estagiário anestesista monitorizava e registava os parâmetros do paciente anestesiado, que incluem frequência cardíaca, frequência respiratória, pressão arterial sistólica, média e diastólica. Cabia também ao aluno estagiário de anestesia o acompanhamento pós-cirúrgico do paciente, em conjunto com o estagiário de cirurgia.

6. Urgências

No decorrer do período de urgência, o estagiário administrava as medicações prescritas aos animais internados, realizava as monitorizações necessárias e garantia o bem-estar dos pacientes. Quando entrava um paciente de urgência, o aluno estagiário colaborava com o médico e enfermeiro responsáveis, procedendo à preparação do material necessário de acordo com cada caso, tal como a montagem do sistema de oxigénio, preparação da medicação, colocação de material de penso à disposição, entre outros. O aluno estagiário participava ainda no tratamento e/ou realização de exames de urgência do paciente.

Em todos os serviços, dependendo do caso que o aluno estagiário estivesse a acompanhar, poderia ser solicitada a sua presença no serviço de TAC, ecografia, ecocardiografia, radiologia, bem como para a realização de outros exames imagiológicos (Tabela 2).

Tabela 2. Casuística de exames imagiológicos realizados durante o estágio no Hospital Veterinário do Porto

Exame	Frequência Absoluta
Ecografia	143
TAC	42
Ecocardiografia	27
Endoscopia	7
Fluoroscopia	1
Rinoscopia	1
Colonoscopia	1
Total	222

7. Participação no VIII Congresso Hospital Veterinário Montenegro

No âmbito do projecto Banco de Sangue Animal houve ainda a oportunidade de participar no VIII Congresso Hospital Veterinário Montenegro, realizado nos dias 11 e 12 de Fevereiro de 2012, no Europarque em Santa Maria da Feira. Foram elaborados diversos folhetos informativos (Anexo I, II e III), bem como outros materiais de apoio à prática de hemoterapia, com o objectivo de divulgar e desenvolver a Medicina Transfusional em Veterinária.

PARTE I – Revisão Bibliográfica

1. Introdução Geral

Em Medicina Veterinária, a prática da medicina transfusional teve início nos anos 50 (Hosgood, 1990, citado por Lanevski & Wardrop, 2001). Desde essa altura, esta área tem vindo a evoluir em Medicina Veterinária, particularmente no que respeita à administração selectiva dos diferentes componentes sanguíneos (Callan, 2010).

Com o aumento do número de transfusões realizadas na clínica de animais de companhia (Hansen, 2006; Tocci & Ewing, 2009), bem como do número de bancos de sangue veterinários comerciais (Callan, 2010), o conhecimento sobre esta área tem vindo a desenvolver-se cada vez mais.

Actualmente existem diferentes componentes sanguíneos, obtidos a partir de sangue total, disponíveis para utilização em medicina veterinária. Estes componentes incluem unidades de concentrado de eritrócitos, plasma fresco congelado, crioprecipitado, concentrado de plaquetas, plasma rico em plaquetas, entre outros (Hohenhaus, 2010). É consensual entre os diferentes autores que existem vantagens na separação do sangue total e na utilização individual dos diferentes componentes sanguíneos (Kerl & Hohenhaus 1993; Chiaramonte, 2004; Hansen, 2006; Callan, 2010; Helm & Knottenbelt, 2010; Hohenhaus, 2010).

O termo transfusão de eritrócitos inclui a administração de eritrócitos sob a forma de concentrado de eritrócitos e de sangue total, fresco ou armazenado (Callan, 2010). No âmbito da presente dissertação é abordada a prática de transfusões de eritrócitos na clínica de animais de companhia. Já foram realizados alguns estudos sobre a administração de transfusões de eritrócitos a cães e a gatos, com o objectivo de estudar as populações de animais que recebem transfusões, bem como os diferentes efeitos e possíveis complicações desta prática (Kerl & Hohenhaus, 1993; Callan, Oakley, Shofer & Giger, 1996; Weingart, Giger & Kohn, 2004; Klaser, Reine & Hohenhaus, 2005). As transfusões constituem uma parte importante do manejo de diferentes afecções e de pacientes em estado crítico, no entanto, a sua utilização está associada a diferentes efeitos adversos, potencialmente fatais (McMichael, Smith, Galligan, Swanson & Fan, 2010; Tocci, 2010). Actualmente, estão disponíveis métodos que permitem uma prática mais segura da medicina transfusional, como é o caso de testes de tipificação e de testes de compatibilidade, rápidos e fiáveis, que têm como objectivo assegurar a eficácia da transfusão e minimizar o risco de ocorrência de reacções adversas (Tocci & Ewing, 2009; Tocci, 2010).

2. Indicações para a realização de transfusões de eritrócitos

A decisão de realizar uma transfusão deve ser convenientemente ponderada e as suas indicações devem estar claramente definidas. O sangue e os diferentes produtos sanguíneos que dele derivam provêm de um animal dador, e, como tal, constituem um recurso limitado. Este recurso também apresenta riscos inerentes à sua utilização, como a possibilidade de ocorrência de reacções adversas e a transmissão de doenças infecciosas (Giger, 2010). Como tal, a realização de uma transfusão deve ser sempre precedida de uma avaliação cuidadosa dos riscos e benefícios que daí podem derivar.

A causa mais comum para a administração de uma transfusão sanguínea é a anemia (Giger, 2010; Helm & Knottenbelt 2010). A anemia pode ter diferentes causas, as quais podem ser categorizadas em três grupos principais, a anemia causada por hemorragia, por destruição de eritrócitos (hemólise), ou devido a uma não produção ou diminuição da produção de eritrócitos (Helm & Knottenbelt 2010; Hohenhaus, 2010).

A transfusão de eritrócitos a um paciente anémico, quer na forma de sangue total, quer na forma de concentrado de eritrócitos, tem como objectivo melhorar o transporte de oxigénio para os tecidos através do aumento da concentração de hemoglobina sanguínea (Prittie, 2010). A concentração de hemoglobina é um dos principais determinantes do oxigénio presente no sangue arterial. Uma vez que o transporte de oxigénio sistémico depende do fluxo sanguíneo e da quantidade de oxigénio presente no sangue arterial, espera-se que a transfusão sanguínea, ao aumentar a concentração de hemoglobina, melhore o transporte de oxigénio e o seu aporte às células dos tecidos (Prittie, 2003). Desta forma, ao administrar-se uma transfusão sanguínea é esperado que haja uma redução da mortalidade, morbilidade e insuficiências funcionais resultantes de uma deficiente oxigenação, associada à anemia (Hohenhaus, 2010).

2.1. Valor de hematócrito limite

Até à data não foi definido um valor de hematócrito ou de hemoglobina que sirva, por si só, como indicador da necessidade de realizar uma transfusão, ou seja, não foi definida uma percentagem de hematócrito ou concentração de hemoglobina abaixo da qual se deva, obrigatoriamente, realizar uma transfusão. Apesar disto, alguns autores aconselham que, perante uma determinada percentagem de hematócrito, é sensato iniciar a transfusão. Segundo Prittie (2003), um valor de hematócrito inferior a 12% é o limite para a realização de uma transfusão, uma vez que, segundo estudos realizados em pacientes humanos, a partir do momento em que o valor de hematócrito é inferior a 12%, há risco de ocorrência de insuficiência multisistémica (Bohr et al. (1968), citado por Prittie 2003). Helm e Knottenbelt (2010) e Hohenhaus (2010), apontam um valor limite geral de 10%. Quando o hematócrito se aproxima deste valor, o miocárdio sofre hipóxia e deixa de conseguir compensar a

anemia, tornando essencial a administração de produtos que aumentem a capacidade de oxigenação do sangue (Chapler & Cain (1986), citado por Hohenhaus, 2010).

Um estudo realizado sobre o caso particular de cães com hemorragia aguda, mostrou que, nestes casos, quando o hematócrito atinge 20%, os mecanismos compensatórios deixam de ser eficazes. Assim, o valor de hematócrito limite de 20 % é geralmente utilizado em cães com hemorragias agudas (Muir (1999), citado por Hohenhaus, 2010). Mais recentemente, Barfield & Adamantos (2011) sumarizam no seu artigo que as recomendações na prática veterinária actual, tendem a eleger um valor limite de hematócrito de 21%, correspondente a uma concentração de hemoglobina de 7 g/dl (ou mesmo de 10 g/dl, caso o animal necessite de realizar uma cirurgia). No entanto, acrescentam que estas recomendações podem ser demasiado conservadoras, atendendo ao facto de que animais, particularmente gatos, com anemia crónica, podem apresentar valores de hematócrito extremamente baixos sem, no entanto, exibir sintomatologia clínica (Wingfield (2002); Marino (2007), citados por Barfield & Adamantos, 2011)

O consenso geral é o de que a decisão de realizar ou não uma transfusão deve ser baseada numa avaliação conjunta dos parâmetros laboratoriais e do estado clínico do animal (Jutkowitz, 2004; Callan, 2010; Helm & Knottenbelt 2010). Desta forma, os valores do hematócrito ou de concentração de hemoglobina de um determinado paciente não devem actuar como único(s) critério(s) na decisão de realizar uma transfusão, estes podem e devem, no entanto, ser utilizados como parte do protocolo que determina a necessidade de realizar ou não uma transfusão (Jutkowitz, 2004; Hohenhaus, 2010; Barfield & Adamantos, 2011).

Para melhor compreender a razão pela qual o valor de hematócrito e/ou hemoglobina não devem ser utilizados como único parâmetro na decisão de realizar uma transfusão, é possível descrever exemplos de casos em que a sua utilização isolada poderia conduzir a erro. A diminuição do hematócrito de um animal que sofreu uma hemorragia aguda e apresenta uma anemia hipovolémica, só poderá ser determinada quando houver uma reposição do volume total de sangue, e, caso o seu hematócrito seja avaliado precocemente, existe o risco de se obter valores de hematócrito falsamente elevados (Callan, 2010; Giger, 2005). Neste caso, o hematócrito, por si só, não constitui um bom indicador do grau da anemia (Lanevski & Wardrop, 2001; Jutkowitz, 2004).

Por outro lado, sinais de hipóxia desenvolvem-se mais rapidamente em pacientes hipovolémicos, sendo que animais pequenos com hemorragia grave podem necessitar de transfusões sanguíneas mesmo quando o seu hematócrito se encontra acima de 20% (Giger, 2005; Giger, 2010). O mesmo não acontece em pacientes anémicos normovolémicos em repouso, os quais podem tolerar valores de hematócrito entre 5% a 10% sem

necessidade de receberem uma transfusão sanguínea (Giger, 2005; Barfield & Adamantos, 2011). Estes são apenas alguns exemplos em que é possível compreender a razão pela qual os valores de hematócrito e/ou hemoglobina não devem ser usados como único critério na decisão de realizar uma transfusão.

2.2. Factores a considerar na decisão de realizar uma transfusão

Quando surge a dúvida sobre realizar ou não uma transfusão, é importante ter em consideração diversos factores e recorrer a uma análise individual de cada caso (Lanevski & Wardrop, 2001; Rozanski & de Laforcade 2004).

2.2.1 Sinais Clínicos

A avaliação clínica do paciente em questão tem de ser cuidadosa e é preciso ter em atenção se existem sinais clínicos associados à anemia, como taquicardia, palidez das mucosas, letargia, fraqueza, diminuição do apetite (Callan, 2010), taquipneia, síncope (Hohenhaus, 2005), alteração da atitude e intolerância ao exercício (Miller, 2009). É importante ter em conta que os sintomas dependem da duração e gravidade da anemia, animais com anemia crónica podem apresentar sinais clínicos mais subtis devido ao desenvolvimento de mecanismos de compensação (Abrams-Ogg, 2010). O facto de o animal demonstrar sintomatologia associada à anemia constitui uma das indicações para a realização de uma transfusão (Callan, 2010; Hohenhaus, 2010). Se não se proceder à sua administração atempadamente, há o risco de provocar danos ao coração, rins e fígado, devido a uma hipóxia prolongada (Cotter (1992), citado por Hohenhaus, 2010). Desta forma, é importante realizar um exame físico rigoroso que permita avaliar os sinais descritos acima, incluindo uma apreciação do estado de perfusão do paciente, por exemplo, através do tempo de repleção capilar e coloração das mucosas (Hohenhaus, 2010; Ortega-Simpson, 2010). A concentração de lactato também serve como um indicador da eficiência da oxigenação dos tecidos. Numa situação em que o aporte de oxigénio aos tecidos não é adequado, ocorre um aumento dos níveis de lactato devido ao metabolismo anaeróbio da glucose (Jutkowitz, 2004).

2.2.2 Anemia Crónica e Anemia Aguda

A cronicidade da anemia também é um factor a ter em conta, uma vez que animais com anemia crónica toleram valores mais baixos de hematócrito, devido ao desenvolvimento de mecanismos compensatórios (Jutkowitz, 2004; Callan, 2010; Helm & Knottenbelt 2010; Barfield & Adamantos, 2011). Para manter a correcta oxigenação dos tecidos, o organismo desenvolve mecanismos compensatórios. No caso particular da anemia crónica, estes mecanismos incluem um aumento do volume de ejeção, através da retenção de sódio e

água, o que permite um aumento do débito cardíaco (Barfield & Adamantos, 2011). A hemoglobina torna-se mais eficaz na sua capacidade de receber oxigénio e de libertá-lo para os tecidos, ao mesmo tempo que os próprios tecidos aumentam a sua taxa de extracção de oxigénio (Hohenhaus, 2010).

A rapidez com que o hematócrito diminui também é um factor importante na decisão de efectuar ou não uma transfusão (Prittie, 2003; Jutkowitz, 2004; Helm & Knottenbelt 2010). Um animal com uma hemorragia aguda pode necessitar de uma transfusão com um valor mais elevado de hematócrito, relativamente a um animal com um decréscimo gradual do mesmo. Caso o hematócrito se mantenha estável, a transfusão pode não ser necessária, o mesmo acontece se, no geral, o animal se encontrar estável e confortável quando em descanso (Miller, 2009).

2.2.3. Doença Concomitante

A presença de uma doença concomitante também vai influenciar a necessidade do animal em receber uma transfusão. Animais que apresentem algum tipo de doença cardiovascular, renal, pulmonar, entre outras, terão uma tolerância diminuída à anemia e podem necessitar de uma transfusão sanguínea com valores de hematócrito mais elevados (Jutkowitz, 2004).

Desta forma, através da anamnese, exame físico e dados laboratoriais, podemos determinar com maior segurança a necessidade de realizar uma transfusão, ponderando de forma adequada os diferentes riscos e benefícios que esta pode acarretar.

É preciso ter em conta que a transfusão de eritrócitos não constitui uma cura, funcionando como um tratamento de suporte, corrigindo desequilíbrios e permitindo que o médico veterinário tenha tempo para investigar, diagnosticar e iniciar o tratamento da doença que está na origem do problema (Prittie, 2003; Helm & Knottenbelt, 2010).

3. Principais indicações para realização de transfusões de eritrócitos em cães

Kerl e Hohenhaus (1993) realizaram um estudo sobre transfusões de concentrado de eritrócitos em cães, no qual referem a anemia devido a hemorragia como principal motivo para a realização de transfusões, representando 70% dos casos, seguido de hemólise (22%) e hipoplasia da medula óssea (8%). Um outro estudo sobre transfusões de concentrado de eritrócitos e sangue total em cães determinou como principal razão para a administração de transfusões a hemorragia, seguida de hemólise e, por último, a eritropoiese ineficaz (Callan et al., 1996).

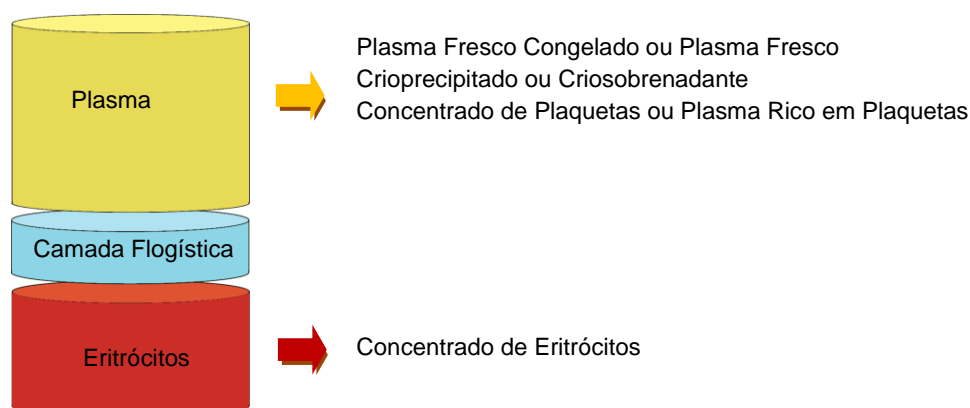
4. Principais indicações para realização de transfusões de eritrócitos em gatos

Um estudo sobre transfusões sanguíneas em felídeos, realizado ao longo de um período de 3 anos, determinou a anemia hemorrágica como a indicação mais comum para transfusão de sangue total em gatos, seguida da anemia devido a uma eritropoiese ineficaz e, com ainda menor número de casos, a anemia devido a hemólise (Weingart et al., 2004). Klaser et al. (2005) também realizaram um estudo sobre transfusões sanguíneas em gatos, no qual determinaram como principal causa para a sua realização a anemia devido a perda de sangue (52%), imediatamente seguida pela anemia devido a alterações da eritropoiese (38%). Ao executarem um estudo retrospectivo sobre uso de produtos sanguíneos em gatos, Castellanos, Couto e Gray (2004) verificaram que as duas causas mais comuns de anemia nos animais que receberam transfusões eram a hemorragia, seguida de doença renal.

5. Componentes Sanguíneos

O sangue é constituído por diferentes componentes (Figura 1) e a transfusão selectiva de cada um destes tem diferentes indicações, associadas a determinadas vantagens e desvantagens (Helm & Knottenbelt, 2010). A separação do sangue nos seus diferentes constituintes, com consecutiva selecção e administração do produto mais adequado, permite minimizar a exposição do paciente aos componentes de que este não necessita, diminuindo assim o risco de ocorrência de reacções transfusionais (Chiaramonte, 2004; Hansen, 2006). Ao mesmo tempo, a separação do sangue nos seus diferentes componentes permite também o aproveitamento máximo de cada doação individual, maximizando o número de tratamentos por dádiva (Hansen, 2006; Helm & Knottenbelt, 2010). A escolha do produto mais adequado não se deve basear apenas no valor de hematócrito do paciente, é necessário ter em consideração o ritmo, quantidade e tipo de elementos que foram perdidos pelo animal (Lanevski & Wardrop, 2001), bem como qual o produto que apresenta o maior benefício e, ao mesmo tempo, o menor risco para o paciente (Haldane, Roberts, Marks & Raffe, 2004). Na área de animais de companhia estão disponíveis diferentes produtos sanguíneos para uso na prática clínica, como, sangue total, concentrado de eritrócitos e plasma fresco congelado, entre outros (Hohenhaus, 2010).

Figura 1. Esquema dos diferentes constituintes do sangue total e produtos sanguíneos que deles derivam, adaptada de: Helm, J. & Knottenbelt, C. (2010). Blood transfusions in dogs and cats: 1. Indications, In Practice, 32(5), 184-189.



5.1. Sangue Total

Sangue total, como o próprio nome indica, é o sangue colhido do animal dador, ao qual é adicionado um anticoagulante (Trent, 2010).

Existem situações em que o sangue total é o único produto disponível, uma vez que o processo de separação do sangue nos seus diferentes componentes exige pessoal qualificado e pode ser bastante caro (Hansen, 2006; Trent, 2010). Além disto, os bancos de sangue nem sempre têm disponíveis os diferentes componentes para fornecimento às diversas clínicas veterinárias, onde a procura é cada vez maior (Trent, 2010). A administração de sangue total tem como consequência o aumento da pressão oncótica, com consequente expansão do plasma, e a otimização do aporte de oxigénio (Lanevski & Wardrop, 2001). As indicações para a utilização de sangue total incluem a anemia devido a perda de uma grande quantidade de sangue ou situações em que o paciente tenha necessidade de repor vários componentes sanguíneos (Lanevski and Wardrop 2001). O sangue total pode ser classificado como fresco ou armazenado (Hohenhaus, 2005).

Uma unidade de sangue total proveniente de um dador canino, contém aproximadamente 450 mL de sangue e 63 mL de anticoagulante, enquanto que uma unidade de sangue total felino possui 40 a 50 mL de sangue e 5 a 9 mL de anticoagulante (Hohenhaus, 2005).

No geral, embora não seja uma proporção rigorosa, a administração de 2 mL/kg de sangue total, fresco ou armazenado, vai provocar um aumento de 1% no hematócrito do paciente (Haldane et al., 2004; Helm & Knottenbelt, 2010). De acordo com Hohenhaus (2010), o sangue total deve ser administrado numa dose de 10 a 20 mL/Kg.

5.1.1. Sangue total fresco

O sangue total fresco é sangue total cuja colheita se processou há menos de 8 horas e contém eritrócitos, leucócitos, factores de coagulação, proteínas plasmáticas e plaquetas (Chiaramonte, 2004; Hansen, 2006; Callan, 2010). Este produto não é submetido a refrigeração e deve ser utilizado entre 4 a 6 horas após a sua colheita, de forma a potencializar os seus benefícios, uma vez que as plaquetas e alguns factores de coagulação são inactivados durante o período de armazenamento (Chiaramonte, 2004). O sangue total fresco é principalmente indicado em casos de hemorragias agudas, anemias com alterações da coagulação e anemias com trombocitopenia, caso não haja outras alternativas (Callan, 2010).

5.1.2. Sangue total armazenado

O sangue total armazenado é sangue total cuja colheita se processou há mais de 8 horas. Este pode ser conservado num frigorífico à temperatura de 1°C a 6°C, durante um período de 28 dias (Chiaramonte, 2004; Helm & Knottenbelt, 2010). Quando o sangue total é armazenado ocorre destruição das plaquetas em 2 a 4 horas e dos factores de coagulação termolábeis V e VIII, em 24 horas (Haldane et al., 2004). O produto deixa então de ser apropriado para situações que requeiram estes factores de coagulação e plaquetas (Chiaramonte, 2004; Helm & Knottenbelt, 2010). Desta forma, o sangue total armazenado não é o componente apropriado para utilização em casos de anemias causadas por coagulopatias ou trombocitopenia (Haldane et al., 2004). Caso haja necessidade de realizar uma transfusão em pacientes com doenças como hemofilia A, trombocitopenia, alterações da coagulação ou doença de Von Willebrand, a escolha mais correcta, entre estes dois componentes, será a utilização de sangue total fresco, administrado no período máximo de 4 a 6 horas após colheita (Chiaramonte, 2004).

O sangue total armazenado possui eritrócitos e proteínas plasmáticas, mas não contém plaquetas funcionais nem determinados factores de coagulação, pelo que uma das suas indicações é, por exemplo, uma anemia com hipoproteínemia, como ocorre na hemorragia gastrointestinal crónica. No entanto, neste último caso, a administração de concentrado de eritrócitos, em conjunto com um colóide sintético ou com plasma, também seria uma solução viável (Callan, 2010).

Em determinadas afecções, como a anemia hemolítica ou a diminuição da produção de eritrócitos, os pacientes apresentam um aumento do volume intravascular como resposta compensatória à diminuição do aporte de oxigénio. A transfusão de sangue total nestes animais pode conduzir a uma sobrecarga de volume e deve ser evitada, caso haja outras alternativas (Haldane et al., 2004).

5.2. Concentrado de eritrócitos

A unidade de concentrado de eritrócitos apresenta a mesma quantidade de eritrócitos que a unidade de sangue total da qual derivou, o que significa que também possui a mesma capacidade de transporte de oxigénio, no entanto, o seu volume é menor (Haldane et al., 2004). Uma unidade de concentrado de eritrócitos possui uma pequena quantidade de anticoagulante e um volume residual de plasma (Haldane et al., 2004; Helm & Knottenbelt, 2010). Uma unidade de concentrado de eritrócitos canina, apresenta um volume total de aproximadamente 200 a 250 mL (Helm & Knottenbelt, 2010).

Uma unidade de concentrado de eritrócitos, apresenta, geralmente, um hematócrito de aproximadamente 80% (Chiaramonte, 2004; Hohenhaus, 2005). Este valor depende do hematócrito do animal dador, da diluição causada pelos agentes de conservação adicionados e da quantidade de plasma residual presente na unidade, sendo que determinados artigos referem que pode ocorrer uma variação do hematócrito entre 55% a 80% em cães e 45% a 65% em gatos (Haldane et al., 2004).

No geral, este produto é indicado em pacientes anémicos normovolémicos, naqueles que não necessitem de factores de coagulação e em animais que, por alguma razão, se encontrem predispostos a sofrerem uma sobrecarga de volume (Chiaramonte, 2004).

Normalmente, são adicionados 10 mL de cloreto de sódio a 0,9% por cada 30 a 40 mL de concentrado de eritrócitos, de forma a diminuir a sua viscosidade e permitir a manutenção de um tempo de infusão adequado (Chiaramonte, 2004; Hohenhaus, 2005). Tal como acontece com o sangue total, este produto pode ser armazenado à temperatura de 1°C a 6°C até 21 dias, embora alguns sacos de recolha, que contêm agentes de preservação adicionais, permitam o armazenamento deste produto até 42 dias, segundo estudos efectuados em pacientes humanos (Sohmer, Moore, Beutler & Peckl (2003), citado por Helm & Knottenbelt, 2010).

A administração de concentrado de eritrócitos a um paciente normovolémico permite diminuir o risco de ocorrência de uma sobrecarga de volume (Helm & Knottenbelt, 2010). De salientar que, em pacientes anémicos com doença cardíaca concomitante, é preferível a administração de concentrado de eritrócitos, em relação a sangue total, também como forma de tentar evitar uma sobrecarga de volume (Callan, 2010), o mesmo acontece em animais com doença renal (Haldane et al., 2004). Comparativamente ao sangue total, a utilização de concentrado de eritrócitos também apresenta a vantagem de diminuir a exposição do paciente ao citrato, proteínas e a antigénios introduzidos pelas plaquetas e leucócitos (Stone, Badner & Cotter, 1992).

Segundo Hohenhaus (2010), actualmente e caso seja possível, a utilização de concentrado de eritrócitos é a escolha correcta para a anemia devido a hemorragia, hemólise ou a alterações da eritropoiese. No caso da anemia hemorrágica com hipovolémia, pode ser administrado, simultaneamente, um cristalóide ou um colóide. Na anemia hipoplásica, o

paciente pode apresentar-se normovolémico ou mesmo hipervolémico, pelo que a utilização de concentrado de eritrócitos é ideal, uma vez que tem a mesma capacidade de transporte de oxigénio que uma unidade de sangue total ou oxiglobina, mas num menor volume (Hohenhaus, 2010).

A administração de 1 ml/kg de concentrado de eritrócitos, vai provocar um aumento de 1% no hematócrito do paciente (Chiaramonte, 2004; Haldane et al., 2004). De acordo com Hohenhaus (2010), o concentrado de eritrócitos deve ser administrado numa dose de 6 a 10 mL/Kg. Caso tenha sido adicionada uma solução aditiva (ver abaixo), a dose de administração deve ser de 10 a 15 mL/Kg (Hohenhaus, 2010).

5.3. Transfusões de componentes sanguíneos na prática clínica

A separação e administração dos diferentes componentes sanguíneos em cães já é uma prática comum, no entanto, o mesmo não ocorre em gatos (Henson, Kristensen, Armstrong & Parrow (1994); Springer, Hatchett, Oakley, Niggemeier & Giger (1998), citados por Weingart et al., 2004; Hohenhaus, 2010). Actualmente, o sangue total fresco é o produto mais frequentemente utilizado em transfusões felinas (Barfield & Adamantos, 2011). O volume de sangue que é possível recolher de um dador felino é significativamente menor, quando comparado com o de um dador canino. Desta forma, o processamento da unidade de sangue total nos seus diferentes componentes não é realizado por rotina (Hohenhaus, 2005).

Com o objectivo de avaliar a evolução nas práticas de medicina transfusional, Stone et al. (1992) realizaram um estudo na população canina, no qual verificaram uma diminuição na utilização de sangue total fresco, de 83% para 45%. No mesmo estudo, notou-se um aumento da utilização de concentrado de eritrócitos, em substituição do sangue total fresco, em casos de anemia (31% para 76%) ou hemorragia cirúrgica.

5.4. Recolha e Armazenamento

A recolha de sangue total pode processar-se por venipunctura asséptica, utilizando-se sacos de plástico disponíveis comercialmente (Haldane et al., 2004).

O citrato e a heparina representam anticoagulantes que podem ser utilizados na colheita de sangue (Adamantos, 2008), no entanto estes não contribuem, por si só, para a preservação dos eritrócitos durante o armazenamento a longo prazo (Lanevski & Wardrop, 2001). De facto, a heparina não possui qualquer função de preservação, pelo que certos autores defendem que o sangue heparinizado deve ser utilizado até 8 horas após a sua colheita (Authement (1991), citado por Haldane et al., 2004). Outros autores defendem um período mais alargado de tempo, em que a administração do sangue com heparina ou citrato se deve processar, no máximo, 24 horas após a sua colheita (Lanevski & Wardrop, 2001).

As soluções de anticoagulantes com conservantes normalmente utilizadas na recolha de sangue são o ácido-citrato-dextrose (ACD), o citrato-fosfato-dextrose (CPD e CP2D) e o citrato-fosfato-dextrose-adenina (CPDA-1) (Lanevski & Wardrop, 2001). Nestas soluções, o citrato actua como anticoagulante, enquanto que o fosfato, dextrose e adenina constituem os precursores necessários para a produção de ATP, favorecendo assim a viabilidade dos eritrócitos (Beal, 2008). Este tipo de soluções permite o armazenamento das unidades a uma temperatura de 1°C a 6°C, durante um período de 3 a 5 semanas, consoante a solução utilizada (Lanevski & Wardrop, 2001). O CPDA-1 permite o armazenamento das unidades durante um período de 35 dias, enquanto que o ACD apenas permite o armazenamento durante 21 dias (Haldane et al., 2004).

Existem também as denominadas soluções aditivas, das quais são exemplo o Adsol® e o Nutricel®, entre outras. Estas soluções possuem dextrose, adenina, manitol e cloreto de sódio, sendo geralmente adicionadas a unidades de concentrado de eritrócitos, às quais foi removido o plasma. As soluções aditivas permitem a preservação da função dos eritrócitos durante um período mais alargado de tempo, otimizando a manutenção da sua energia e o seu metabolismo durante o armazenamento (Lanevski & Wardrop, 2001). Comparativamente às soluções de anticoagulante com agentes de preservação, as unidades com soluções aditivas apresentam um tempo de vida útil superior, cerca de 35 a 42 dias, segundo estudos realizados utilizando sangue humano (Lucas, Lentz & Hale, 2004). Certas soluções aditivas, nomeadamente o Adsol® e o Nutricel®, foram estudadas quanto aos seus efeitos sobre a viabilidade de eritrócitos caninos. Os resultados demonstraram uma viabilidade inferior a 42 dias para ambas, sendo que o Adsol® permitia o armazenamento durante 20 a 37 dias e o Nutricel® até 35 dias (Wardrop, Owen & Meyers, (1994), citado por Lucas et al., 2004).

6. Colheita de sangue em cães e em gatos

Na recolha de sangue total em cães, é, geralmente, utilizado um sistema de colheita fechado no qual já se encontra presente o anticoagulante CPDA-1. Nos gatos é, geralmente, utilizado um sistema de colheita aberto, uma vez que o volume de sangue passível de ser colhido é demasiado pequeno para a utilização de um sistema de colheita fechado (Lucas et al., 2004; Hohenhaus, 2010). O sistema de colheita aberto consiste numa seringa e num cateter borboleta de 19 gauge. A seringa contém geralmente 1 mL de CPDA-1, que deve ser administrado por cada 9 mL de sangue (Beal, 2008; Giger, 2010).

6.1. Sistemas de colheita abertos e fechados

A utilização de um sistema de colheita aberto apresenta um maior risco de contaminação bacteriana, comparativamente à utilização de um sistema de colheita fechado e, caso se utilize o primeiro, é recomendada a utilização imediata do sangue total recolhido (Beal, 2008). Certos autores sugerem que o sangue recolhido em sistema aberto não deve ser armazenado por mais de 24 horas após a colheita (Barfield & Adamantos, 2011).

Na colheita de sangue em sistema fechado são utilizados sacos de plástico contendo uma solução anticoagulante com conservantes, por exemplo CPDA-1, os quais podem ou não apresentar “sacos satélite”, que permitem a posterior separação do sangue recolhido nos seus diferentes componentes, de forma asséptica. Este tipo de sacos de plástico, disponíveis comercialmente, representa um sistema fechado, no qual o sangue não entra em contacto com o ambiente durante o processo de colheita e separação (Giger, 2010). Utilizando sistemas de recolha fechados com anticoagulante CPDA-1, o sangue total e concentrado de eritrócitos podem ser armazenados a 4°C durante um período máximo de 35 dias, com o cuidado de utilizar frigoríficos nos quais seja possível um controlo rigoroso da temperatura, podendo adicionar-se diferentes soluções aditivas que permitem aumentar a viabilidade dos eritrócitos (Beal, 2008).

7. Grupos Sanguíneos

Os grupos sanguíneos são definidos por antigénios hereditários e específicos da espécie que se encontram presentes na superfície dos eritrócitos. No entanto, também podem estar presentes em leucócitos, plaquetas e células de outros tecidos (Vap, 2010). Os antigénios eritrocitários apresentam diferentes imunogenicidades e, consequentemente, o seu significado clínico é variável, podendo provocar a produção de anticorpos quando entram na circulação sanguínea de um animal cujos eritrócitos não possuem esse mesmo antigénio (Gordon & Penedo, 2010). Estes anticorpos podem ser adquiridos de forma natural, como por exemplo através da ingestão de colostro, ou induzidos por sensibilização prévia, nomeadamente através de uma transfusão (Vap, 2010). Isto é relevante na área da medicina transfusional e em certas doenças, como a isoeritrólise neonatal, nas quais o conhecimento destes mecanismos e sua aplicação na identificação dos diferentes grupos sanguíneos e provas de compatibilidade, pode evitar a ocorrência de reacções de incompatibilidade, potencialmente fatais.

7.1. Grupos sanguíneos caninos

Em 1972 e 1974 foram organizados dois *workshops* internacionais de imunogenética canina com vários objectivos, um dos quais o de padronizar a nomenclatura dos grupos sanguíneos caninos. O primeiro *workshop* (Vriesendorp et al. (1973), citado por Gordon & Penedo, 2010)

definiu a terminologia *canine erythrocyte antigen* (CEA), seguida por um número que representava o antígeno do grupo sanguíneo. O segundo *workshop* (Vriesendorp et al. (1976), citado por Gordon & Penedo, 2010) definiu o termo *dog erythrocyte antigen* (DEA), seguido de um número para representar o locus, seguido de um (.) e outro número a que correspondia cada alelo desse locus. A terminologia DEA foi escolhida em vez da CEA para evitar confusão com o sistema de classificação do *carcinoembryonic antigen* (CEA) (Gordon & Penedo, 2010).

Actualmente são reconhecidos internacionalmente sete grupos sanguíneos caninos categorizados segundo o sistema DEA, são eles o DEA 1, DEA 3, DEA 4, DEA 5, DEA 6, DEA 7 e DEA 8 (Tocci, 2010). Dentro destes grupos sanguíneos, apenas existe soro para tipificação do DEA 1.1, 1.2, 3, 4, 5, e 7, o que é importante sob um ponto de vista prático (Gordon & Penedo, 2010). Assim, estes grupos sanguíneos, em particular, serão abordados em seguida.

7.1.1. Sistema DEA 1

O sistema DEA 1 apresenta diferentes alelos, nomeadamente o DEA 1.1, DEA 1.2, e, possivelmente, o DEA 1.3, cuja existência ainda é um tema em discussão (Kessler et al., 2010), por último temos o DEA 1 negativo ou nulo que corresponde à ausência dos três antígenos acima mencionados (Gordon & Penedo, 2010). Desta forma, um cão pode ser classificado como DEA 1.1 positivo ou negativo e cães DEA 1.1 negativos podem ser DEA 1.2 positivo ou negativo, não podendo, no entanto, apresentar mais que um dos alelos simultaneamente (Giger, 2009). Certos estudos sugerem um padrão autossómico de dominância entre estes alelos, em que o DEA 1.1 é herdado como uma característica dominante em relação ao DEA 1.2, o qual, por sua vez, é dominante em relação ao DEA 1.3, sendo que o DEA 1 negativo é recessivo em relação aos três (Symons & Bell, 1991). Ambos os antígenos DEA 1.1 e 1.2 são considerados importantes na área da medicina transfusional, sendo que o DEA 1.1 é extremamente antigénico e a sua tipificação deve ser feita por rotina, tanto em receptores de transfusões, como em dadores de sangue.

O anti-soro produzido para um dos antígenos do grupo DEA 1 pode apresentar um certo grau de reactividade cruzada com os restantes antígenos; assim, ao imunizar-se um cão DEA 1 negativo com eritrócitos de um cão DEA 1.1 positivo, obtém-se um soro com anticorpos anti – DEA 1.1, 1.2 e 1.3. No teste de antiglobulina, os eritrócitos DEA 1.1 sofrem uma forte hemólise e aglutinação quando expostos ao anti-soro anti – DEA 1.1, 1.2 e 1.3, enquanto que eritrócitos DEA 1.2 e 1.3 sofrem sensibilização e uma aglutinação variável, sem hemólise, quando expostos a este soro (Gordon & Penedo, 2010).

Uma vez que não foi documentada a existência de anticorpos naturais contra o DEA 1.1 e 1.2, não ocorrem reacções hemolíticas agudas durante a primeira transfusão com estes tipos sanguíneos (Hale, 1995). No entanto, ao administrar-se sangue DEA 1.1. positivo a um

cão 1.2 positivo, este vai produzir fortes anticorpos anti-DEA 1.1 e se realizarmos uma segunda transfusão de eritrócitos DEA 1.1 positivos a este cão 1.2 positivo já sensibilizado, irá ocorrer uma reacção hemolítica aguda imediata (Gordon & Penedo, 2010). Simplificando, é possível afirmar que, ao expor-se cães DEA 1.1 negativos a sangue DEA 1.1 positivo, por exemplo, por meio de uma transfusão não tipificada, estes ficam sensibilizados e produzem anticorpos anti-DEA 1.1, sendo que, nas transfusões seguintes, ao utilizarmos novamente sangue DEA 1.1 positivo, poderá ocorrer uma reacção hemolítica aguda (Tocci & Ewing, 2009). Desta forma procuramos tipificar dadores e receptores para que pacientes DEA 1.1 negativos recebam produtos DEA 1.1 negativos, enquanto que pacientes DEA 1.1 positivos devem receber produtos DEA 1.1 positivos.

Assim, é compreensível que o DEA 1.1 seja o antigénio testado por rotina na população de pacientes e dadores caninos, sendo que a sua frequência na população geral é bastante elevada, variando, no entanto, conforme a raça e a localização geográfica. Um estudo recente que incluiu 9570 cães de raça pura e de raça indeterminada, realizado nos E.U.A., revelou uma percentagem de 42% de animais DEA 1.1 e 12% DEA 1.2 (Hale, Werfelmann, Lemmons, Smiler & Gerlach, 2008). No Brasil, Novais, Santana e Vicentin (1999) relataram uma prevalência de 51,3% de cães DEA 1.1 e de 40% de cães DEA 1.2, enquanto que na África do Sul Van der Merwe, Jacobson e Pretorius (2002) identificaram uma percentagem de 47% de cães 1.1 positivos. Em Portugal, foi recentemente realizado um estudo que demonstrou uma prevalência de cães DEA 1.1 positivos de 56.9%, em contraste com uma percentagem de cães DEA 1.1 negativos de 43.1%, a prevalência do antigénio 1.1 em cães de raça indeterminada revelou ser de 61.4% (Ferreira, Gopegui, & Matos, 2011). Neste mesmo estudo, Ferreira et al. (2011) verificaram a existência de uma grande variabilidade na frequência do antigénio 1.1 entre as diferentes raças de cães, nomeadamente, todos os São Bernardos testados revelaram ser DEA 1.1 positivos, enquanto que todos os *Boxers*, Pastores Alemães e *Dobermans* demonstraram ser DEA 1.1 negativos. Além disto, verificou-se que determinadas raças eram predominantemente 1.1 negativas, como *Labrador Retrievers* e *Cocker Spaniels*, enquanto que outras eram predominantemente 1.1 positivas, como *Golden Retrievers* e *Rottweilers*.

7.1.2. Sistema DEA 3

O DEA 3 apresenta dois fenótipos, o DEA 3 positivo, correspondente à presença do antigénio 3 e considerado dominante, e o DEA 3 negativo ou nulo que corresponde à ausência do antigénio (Gordon & Penedo, 2010). Ao contrário do grupo sanguíneo DEA 1, já foram descritos anticorpos naturais contra o DEA 3. Estes anticorpos foram encontrados em 20% dos cães DEA 3 negativos nos Estados Unidos da América (E.U.A.), sendo que apenas 6% da população canina dos E.U.A é DEA 3 positiva (Hale, 1995). No entanto, estudos realizados por Hale (1995), no departamento de patologia da Faculdade de Medicina

Veterinária da Universidade do Michigan entre 1990 e 1995, demonstraram que 23% dos Galgos tipificados eram DEA 3 positivos.

7.1.3. Sistema DEA 4

O DEA 4 apresenta dois fenótipos: o DEA 4 positivo que é dominante e corresponde à presença do antígeno, e o DEA 4 negativo que corresponde à ausência do antígeno. Ainda não foi documentada a existência de anticorpos naturais contra este antígeno (Gordon & Penedo, 2010).

Anteriormente, foi sugerido que os anticorpos produzidos por sensibilização de um paciente DEA 4 negativo com sangue DEA 4 positivo, seriam benignos e não causariam qualquer reacção hemolítica (Hale, 1995). Desde essa altura, já foi descrita a ocorrência de uma potencial reacção hemolítica aguda num paciente DEA 4 negativo submetido a múltiplas transfusões de dadores considerados “universais”, ou seja, cães DEA 4 positivos e, ao mesmo tempo, negativos para os restantes antígenos testados (DEA 1.1, 1.2, 3, 5, e 7) (Melzer, Wardrop, Hale & Wong, 2003). Estes autores descrevem o caso de uma cadela com suspeita de anemia hemolítica imunomediada cuja anamnese, tipificação e resposta às transfusões efectuadas, sugere o desenvolvimento de anticorpos anti-DEA 4, que posteriormente, deram origem à ocorrência de uma reacção transfusional hemolítica aguda.

Até 98% da população canina dos E.U.A expressa este antígeno, no entanto, a sua prevalência pode variar de acordo com as diferentes raças caninas e localizações geográficas (Hale, 1995). Num estudo recente realizado pela Universidade do Estado do Michigan, foram tipificados 9570 cães de diferentes raças (incluindo de raça indeterminada), dos quais 29% demonstraram ser positivos apenas para o antígeno DEA 4 (intitulados dadores “universais”). As raças que apresentaram uma maior incidência deste tipo sanguíneo foram o *Airedale*, *Bulldog* Americano, *Boxer*, *Bull Mastiff*, *Bulldog* Inglês, *English Mastiff*, *Pastor Alemão*, *Greyhound*, *Irish Wolfhound*, *Old English Sheepdog*, *Pitbull*, *Saluki* e o *Scottish Deerhound* (Hale et al., 2008).

7.1.4. Sistema DEA 5

Este grupo, à semelhança do DEA 3 e DEA 4, apresenta um fenótipo dominante, o DEA 5, que corresponde à presença do antígeno, e um fenótipo no qual o antígeno se encontra ausente, o DEA 5 negativo ou nulo. Tal como no caso do DEA 3, já foi descrita a existência de anticorpos naturais contra este antígeno em 10% dos canídeos, nos E.U.A. (Hale, 1995; Gordon & Penedo, 2010).

Nos E.U.A. a prevalência deste antígeno na população canina é relativamente baixa, no entanto existem variações consoante a raça e a localização geográfica (Hale, 1995). De

facto, este autor refere uma prevalência de 23% deste antigénio na população canina geral e uma prevalência de 30% do mesmo, em Galgos.

7.1.5. Sistema DEA 7

O grupo sanguíneo canino DEA 7 apresenta 3 fenótipos: o DEA 7 ou Tr (correspondente a uma designação mais antiga), que corresponde à presença do antigénio 7/Tr; o DEA O, que corresponde à presença do antigénio “O” e o DEA 7 negativo, que não apresenta nenhum dos antigénios anteriormente mencionados. Relativamente à dominância entre estes alelos, o DEA 7/Tr é dominante em relação ao DEA O e o DEA 7 negativo ou nulo é recessivo em relação a ambos, ou seja, a ordem de dominância é DEA 7/Tr, DEA O, DEA 7 negativo (Colling & Saison (1980), citado por Gordon & Penedo, 2010).

Já foi descrita a existência de anticorpos naturais contra o DEA 7 em 20% a 50% dos cães DEA 7 negativos nos E.U.A, no entanto, estes são bastante fracos, apresentam-se em baixo título e acredita-se que não causam reacções hemolíticas agudas (Hale, 1995).

7.1.6. Novo antigénio Dal

Foi descrito também um novo antigénio, não relacionado com o sistema DEA, denominado Dal. Este antigénio foi descoberto durante a realização de testes de compatibilidade sanguínea a uma cadela Dálmata que já havia recebido transfusões anteriormente. Os testes efectuados revelaram incompatibilidade com 55 dadores, incluindo os dadores utilizados nas primeiras transfusões, anteriormente compatíveis. Isto sugere que houve formação de anticorpos contra um antigénio eritrocitário comum, ausente na cadela Dálmata. Os autores do estudo decidiram, posteriormente, testar 25 Dálmatas sem qualquer grau de parentesco com o paciente. Destes, 4 revelaram ser compatíveis, o que sugere que também não possuem o mesmo antigénio. Após tipificação do paciente e de alguns dos dadores incompatíveis, concluiu-se que todos os tipos sanguíneos do sistema DEA (para os quais existe soro para tipificação) podiam ser excluídos como causa da incompatibilidade. Os anticorpos anti-Dal, formados após sensibilização por administração de transfusão, podem causar reacções hemolíticas agudas ou transfusões ineficazes se for administrado, subsequentemente, um produto Dal positivo (Blais, Berman, Oakley & Giger, 2007).

7.1.7. Dador Universal Canino

Actualmente, não existe um consenso em relação ao tipo sanguíneo que representa o dador universal canino. Idealmente, o dador universal deveria ser negativo para os antigénios mais comuns, excepto aqueles de alta prevalência (como o DEA 4) (Hohenhaus (2004), citado por Tocci, 2010).

Como forma de evitar reacções transfusionais potencialmente perigosas, dever-se-ia realizar a tipificação da unidade de sangue e do paciente como DEA 1.1 negativo ou positivo. Unidades de eritrócitos DEA 1.1 negativos podem ser administradas em situações de emergência, quando o tipo sanguíneo do receptor é desconhecido e é importante iniciar a transfusão (Tocci, 2010).

7.2. Grupos sanguíneos felinos: A, B e AB

O sistema AB, caracterizado por Auer e Bell (1981) (citado por Knottenbelt, 2002) representa os grupos sanguíneos felinos mais importantes e clinicamente relevantes, sendo constituído por três tipos sanguíneos, o tipo A, tipo B e tipo AB (Giger, 2009).

O alelo “a” é dominante em relação ao alelo “b”, desta forma, gatos tipo A podem apresentar o genótipo a/a ou a/b, enquanto que gatos tipo B são obrigatoriamente homozigóticos b/b. O modo como o tipo AB é herdado ainda é pouco conhecido (Silvestre-Ferreira & Pastor, 2010). Giger (2009) descreve a existência de um alelo, recessivo em relação a “a” e co-dominante em relação a “b” o que dá origem ao raro tipo sanguíneo AB (Giger, 2009). Um outro estudo, afirma que existem indícios de que o tipo AB representa um alelo do tipo A e do tipo B (Bighignoli et al. 2007, citado Silvestre-Ferreira & Pastor, 2010).

7.2.1. Prevalência dos tipos sanguíneos felinos

O tipo sanguíneo A é o tipo sanguíneo predominante na população felina (Knottenbelt, 2002; Gordon & Penedo, 2010; Tocci, 2010; Barfield & Adamantos, 2011), o tipo B é menos comum e o tipo AB é extremamente raro (Gordon & Penedo, 2010; Barfield & Adamantos, 2011). O tipo sanguíneo AB foi descrito em várias raças em que existem gatos tipo B, incluindo determinadas raças felinas e *Domestic Shorthairs* (DSH). É importante salientar que até à data ainda não foram descritos gatos de fenótipo nulo, ou seja, sem antígenos eritrocitários (Giger, 2009; Gordon & Penedo, 2010).

A realização de transfusões em gatos tem vindo a tornar-se uma prática cada vez mais frequente (Klaser et al., 2005) e vários estudos têm sido realizados com o objectivo de avaliar as frequências dos diferentes tipos sanguíneos felinos e sua variação de acordo com a raça e localização geográfica (Giger, 2009).

Ao analisar diferentes estudos realizados em diversos países e regiões, é possível verificar que a maioria dos gatos pertence ao tipo sanguíneo A, no entanto, ocorrem variações na prevalência dos diferentes tipos sanguíneos conforme a raça e a localização geográfica considerada (Knottenbelt, Addie, Day & Mackin, 1999; Bagdi, Magdus, Leidinger, Leidinger, & Voros, 2001; Mylonakis et al., 2001; Ruiz de Gopegui, Velasquez, & Espada, 2004; Silvestre-Ferreira et al, 2004a; Silvestre-Ferreira, Pastor, Almeida, & Montoya, 2004b; Arikian, Gurkan, Ozaytekin, Dodurka & Giger, 2006; Forcada, Guitian & Gibson, 2007; Gunn-

Moore, Simpson & Day, 2009; Juvet, Brennan & Mooney, 2011; Marques et al., 2011; Proverbio et al., 2011). As diferenças relativas à localização geográfica não se verificam apenas ao nível dos diferentes países, mas também consoante as diferentes regiões de um mesmo país (Griot-Wenk & Giger 1995; Arikan et al., 2006). Em alguns estudos realizados na Europa é possível observar a variação geográfica da frequência dos diferentes antígenos eritrocitários felinos (Tabela nº3).

Tabela 3. Frequência dos antígenos eritrocitários do sistema AB felino em diferentes países da Europa.

Localização Geográfica		FA (nº de gatos)	A (%)	B (%)	AB (%)	Referência Bibliográfica
Inglaterra (Norte de Inglaterra e Escócia)	Sem pedigree	139	87,1 %	7,9 %	5 %	Knottenbelt et al. (1999)
	Com pedigree	207	54,6 %	40,1 %	5,3 %	
Inglaterra (Sudeste)	Sem pedigree	105	67,6 %	30,5 %	1,9 %	Forcada et al. (2007)
	Com pedigree	51	82,4 %	13,7 %	3,9 %	
	Total	156	73,4 %	24,6%	2 %	
Irlanda (Dublin)	Sem pedigree	137	84,7 %	14,6 %	0,7 %	Juvet et al. (2011)
	Com pedigree	39	97,4 %	2,6 %	0%	
Turquia	Sem pedigree (DSH + DLH)	301	73,1 %	24,6 %	2,3 %	Arikan et al. (2006)

Espanha (Barcelona)	Sem <i>pedigree</i> (DSH + DLH)	100	94 %	5%	1 %	Ruiz de Gopegui et al. (2004)
Espanha (Grande- Canária)	Sem <i>pedigree</i> (DSH + DLH)	97	88,7 %	7,2 %	4,1 %	Silvestre- Ferreira et al. (2004a)
Grécia	Sem <i>pedigree</i> (DSH+DLH)	207	78,3 %	20,3 %	1,4 %	Mylonakis et al. (2001)
Itália	DSH	140	90,7 %	7,1 %	2,1 %	Proverbio et al. (2011)
Portugal (Lisboa)	DSH	515	97,5 %	2,1 %	0,4 %	Marques et al. (2011)
Portugal (Norte de Portugal)	Sem <i>pedigree</i>	159	89,3 %	4,4 %	6,3 %	Silvestre- Ferreira et al. (2004b)

Legenda da tabela: *Domestic LongHair* (DLH); *Domestic ShortHair* (DSH); Frequência absoluta (FA)

Ao analisar a tabela nº3 podemos verificar uma variação acentuada na frequência dos diferentes tipos sanguíneos felinos conforme o país considerado. Nos estudos observados, a frequência de gatos do tipo sanguíneo A apresenta valores que variam desde 54,6 %, num estudo realizado em gatos com *pedigree* em Inglaterra, até 97,5 %, em gatos DSH em Portugal. O tipo sanguíneo B varia desde 2,1 % em Portugal até um valor de 40,1 % em Inglaterra, considerando os mesmos estudos mencionados acima. O tipo sanguíneo AB é extremamente raro e ocorre apenas em raças onde o tipo sanguíneo B se encontra presente (Gordon & Penedo, 2010). Ao analisar-se o quadro acima é possível observar uma prevalência baixa deste tipo sanguíneo, independentemente da localização geográfica considerada. A percentagem mais alta do tipo sanguíneo AB (6,3%) surge num estudo realizado no Norte de Portugal, numa população de gatos sem *pedigree*.

Considerando as diferentes raças, a frequência de gatos tipo B pode apresentar grandes variações, como acontece se compararmos a raça Siamesa, na qual se acredita que o tipo

sanguíneo B está ausente (0%), com a raça *British Shorthair* (36%) e *Devon Rex* (41%) (Giger, 2009). Nos estudos realizados por Knottenbelt et al. (1999) e Forcada et al. (2007) foi encontrada uma prevalência elevada de gatos da raça *British Shorthair* tipo B, de 58,7% e 60%, respectivamente.

A variação da frequência dos tipos sanguíneos A e B também é evidente na população de gatos de raça, no entanto, esta variação é mais evidente entre as diferentes raças e não tanto na localização geográfica das mesmas. O autor sugere que uma justificação plausível para este achado é o facto de os gatos reprodutores das diferentes raças poderem ser utilizados em diferentes países, homogeneizando a população (Giger, 2009).

7.2.2. Anticorpos naturais

Ao contrário dos cães, todos os gatos que não apresentam o antigénio correspondente a um dos grupos sanguíneos à superfície dos eritrócitos, produzem naturalmente anticorpos contra o antigénio ausente (Bucheler & Giger, 1993; Giger, 2009; Tocci, 2010). Estes anticorpos naturais foram identificados em gatos com tipo sanguíneo A e tipo sanguíneo B, no entanto encontram-se ausentes em gatos AB (Bucheler & Giger, 1993). Os gatos pertencentes ao tipo sanguíneo AB, embora não possuam anticorpos naturais, apresentam à superfície dos seus eritrócitos ambos os antigénios A e B, consequentemente, o sangue doado por estes animais pode levar à ocorrência de reacções transfusionais, mediadas por anticorpos, quando administrado a gatos tipo A ou B (Helm & Knottenbelt 2010).

Acredita-se que estes anticorpos estão na origem do insucesso de algumas transfusões, ao causarem destruição precoce dos eritrócitos administrados e, em casos mais graves, reacções hemolíticas agudas (Giger, 2009). Outro fenómeno associado a estes anticorpos é a isoeritrólise neonatal, caracterizada por uma reacção hemolítica, mediada por anticorpos, que ocorre em gatinhos tipo A ou AB, com progenitoras tipo B (Silvestre-Ferreira & Pastor, 2010).

Os gatos com tipo sanguíneo B apresentam elevados títulos de fortes anticorpos anti-A, nomeadamente hemolisinas e hemaglutininas, sendo que a maioria destes pertence à classe IgM. Por outro lado, gatos tipo A possuem anticorpos anti-B fracos e em baixo título, constituídos por hemaglutininas pertencentes à classe IgM e hemolisinas da classe IgM e IgG em proporções equivalentes (Giger & Bucheler, 1991; Bucheler & Giger, 1993). Devido a estas particularidades, a administração de eritrócitos tipo B a gatos tipo A pode resultar na ocorrência de uma reacção transfusional ligeira com diminuição do tempo de semi-vida dos eritrócitos. A administração de sangue tipo A a gatos tipo B, no entanto, pode originar uma reacção transfusional grave com rápida destruição dos eritrócitos (Giger & Bucheler, 1991).

Os gatinhos tipo B recém-nascidos não apresentam anticorpos antes da ingestão de colostro, de facto, apenas após a ingestão do colostro é possível encontrar anticorpos anti-A em gatinhos B, cuja progenitora é tipo B. Em gatinhos tipo B com progenitoras tipo A ou

privados da ingestão de colostro, apenas foram detectados anticorpos anti-A, produzidos sem qualquer exposição a eritrócitos tipo A, por volta das 6 a 8 semanas de idade. Os anticorpos atingiram níveis semelhantes aos encontrados em gatos adultos cerca das 12 semanas de idade (Bucheler & Giger, 1993).

7.2.3. Novo antígeno MIK

Um estudo relativamente recente, sugere a descoberta de um novo antígeno felino, denominado Mik (Weinstein et al., 2007). Já anteriormente havia sido descrita a ocorrência de reacções em transfusões consideradas compatíveis por testes de tipificação e compatibilidade, o que sugeria a existência de grupos sanguíneos felinos adicionais ou reacções contra proteínas plasmáticas, leucócitos ou plaquetas (Weingart et al., 2004). No entanto, o estudo realizado por Weinstein et al. (2007) foi o primeiro a descrever um grupo sanguíneo independente do sistema AB e respectivo anticorpo anti-Mik, presente nos animais que não apresentavam este antígeno. Neste estudo, foram testados vários dadores de sangue, todos de tipo sanguíneo A, e identificaram-se 3 animais, sem história de transfusões prévias, cujo resultado do teste de compatibilidade demonstrava incompatibilidade com eritrócitos tipo A, mas compatibilidade entre si e mais outro animal (também tipo A). Isto sugere a presença de um anticorpo produzido contra um antígeno eritrocitário comum, ausente nos 4 animais. Este anticorpo foi considerado clinicamente relevante, uma vez que, após a transfusão de sangue Mik-positivo a um paciente Mik-negativo, se observou a ocorrência de uma reacção hemolítica aguda (Weinstein et al., 2007).

7.2.4. Dador universal felino

Não existe um dador universal felino e todos os gatos apresentam anticorpos contra o antígeno que não possuem. Desta forma, quando é tomada a decisão de realizar uma transfusão, é sempre necessário realizar a tipificação sanguínea, quer em dadores, quer em receptores. A realização de teste de compatibilidade é também recomendada (Giger, 2009; Tocci, 2010). Compreensivelmente, a maioria dos dadores de sangue felinos são do tipo sanguíneo A, no entanto, algumas instituições mantêm informações sobre dadores tipo B e AB, por forma a que estes possam ser localizados e utilizados em caso de necessidade (Giger, 2009).

A presença destes anticorpos naturais torna imperativa a realização destes testes, de forma a evitar possíveis reacções transfusionais e, uma vez que a descoberta de novos antígenos eritrocitários parece ser uma realidade, também é aconselhável a realização de testes de compatibilidade, mesmo em transfusões consideradas compatíveis por tipificação (Giger & Bucheler, 1991). Todas estas medidas ajudam a assegurar a administração segura dos diferentes componentes sanguíneos (Giger & Bucheler, 1991; Weinstein et al., 2007).

8. Monitorização do paciente

A detecção precoce de reacções transfusionais é essencial para a prática segura de transfusões na clínica de animais de companhia. É por esta razão que a monitorização dos pacientes que recebem transfusões assume uma relevância cada vez maior nesta área (Callan, 2010). É importante a determinação do valor do hematócrito, bem como de outros parâmetros, antes da realização de qualquer transfusão, de forma a servirem como valores de referência para a evolução do estado do paciente (Chiaramonte, 2004; Jutkowitz, 2004).

8.1. Hematócrito

É importante a avaliação sistemática do hematócrito, antes e após a transfusão, de forma a avaliarmos a evolução do paciente (Chiaramonte, 2004; Jutkowitz, 2004). Este parâmetro deve ser cuidadosamente avaliado uma vez que, numa hemorragia aguda, a determinação precoce do valor do hematócrito nem sempre reflecte a perda de sangue real do paciente, pois é perdido sangue total e o rácio eritrócitos-plasma permanece inalterado. Desta forma, o hematócrito só diminui quando é iniciada a fluidoterapia, ou quando os mecanismos de compensação do paciente são activados (fluidos passam do espaço extravascular para o espaço intravascular). As proteínas plasmáticas devem ser avaliadas juntamente com o hematócrito, dado que a sua diminuição pode ser um indicador precoce da hemorragia aguda, já que, num período inicial, a contracção esplénica pode manter o hematócrito dentro de valores considerados normais (Jutkowitz, 2004).

8.2. Outros parâmetros

Outros parâmetros que devem ser monitorizados incluem a atitude, frequência cardíaca, frequência respiratória, temperatura rectal, qualidade do pulso, tempo de repleção capilar e cor das mucosas (Chiaramonte, 2004; Hansen, 2006; Callan, 2010). Estes também devem ser avaliados antes e ao longo do decorrer da transfusão. Caso haja risco de ocorrência de uma sobrecarga de volume, também é aconselhada a monitorização da pressão venosa central (PVC) (Chiaramonte, 2004).

Desta forma, os parâmetros acima mencionados devem ser cuidadosamente avaliados antes, durante e após a transfusão. Também é recomendada a pesquisa de hemoglobina no plasma e na urina, como indicadores de hemólise (Callan, 2010).

8.3. Frequência da monitorização

Inicialmente, o ritmo a que a transfusão é administrada deve ser um quarto do total pretendido e caso não haja evidência de ocorrência de uma reacção transfusional, passados 15 minutos, dever-se-á aumentar o ritmo de infusão para metade do total pretendido e a partir daí, gradualmente, até se atingir o ritmo desejado (Trent, 2010). Os autores recomendam que a monitorização dos diferentes parâmetros acima mencionados seja

realizada de 15 em 15 minutos durante a primeira hora. Se não ocorrerem quaisquer reacções transfusionais, e assim que se atinja o ritmo de infusão pretendido, a monitorização do paciente pode passar a realizar-se de hora a hora (Chiaramonte, 2004). Caso se verifique algum tipo de reacção transfusional - com sinais como urticária, vômito, diarreia, alterações respiratórias ou de atitude, taquicardia, hipotensão, entre outros - a transfusão deve ser suspensa imediatamente (Trent, 2010). Uma vez que algumas reacções transfusionais são retardadas, a monitorização e acompanhamento do doente para detecção de possíveis indícios das mesmas, devem ser realizados durante as 24 horas seguintes à administração da transfusão (Chiaramonte, 2004). O volume total do componente administrado depende de diferentes factores e pode ser calculado utilizando a seguinte fórmula (Fórmula 1).

Fórmula 1. Fórmula utilizada para o cálculo do volume de sangue total ou concentrado de eritrócitos a administrar (Pichler & Turnwald, 1985, citado por Helm & Knottenbelt, 2010).

$$\text{Peso receptor (kg)} \times K \times \frac{(\text{HTC desejado} - \text{HTC paciente})}{\text{HTC unidade}}$$

K= constante: 90 (cão) e 66 (gato)

HTC= Valor do hematócrito

9. Taxa de sobrevivência em animais que receberam transfusões de sangue

Num estudo sobre transfusões de sangue (sangue total e concentrado de eritrócitos) em gatos, Klaser et al. (2005) verificaram que apenas 60% dos gatos sobreviveram ao período de internamento e tiveram alta. Estes autores indicaram que a população felina que recebeu transfusões apresentava uma menor probabilidade de receber alta, comparativamente à população total de gatos hospitalizada na altura. Weingart et al. (2004), num outro estudo sobre transfusões de sangue total em gatos, obtiveram uma percentagem de sobrevivência de 84% às 24 horas pós transfusão e de 64% aos 10 dias pós transfusão. Num estudo sobre transfusões múltiplas numa população de 27 gatos, verificou-se que 59% dos pacientes sobreviveram à hospitalização e tiveram alta (Roux et al., 2008). Nestes estudos é possível verificar que a taxa de sobrevivência tende a aproximar-se de 60%. Na população canina, os autores de um estudo sobre transfusões de concentrado de eritrócitos em cães, verificaram que apenas 47% sobreviveu à hospitalização (Kerl & Hohenhaus, 1993), enquanto que Callan et al. (1996), num estudo sobre transfusões sanguíneas em cães obteve uma percentagem de sobrevivência com alta hospitalar de 61%.

10. Reacções Transfusionais

Embora as transfusões sanguíneas possam salvar vidas, estas também podem ser responsáveis por efeitos adversos graves. Uma reacção transfusional consiste em qualquer efeito secundário indesejado, associado à administração de produtos sanguíneos (Prittie, 2003). A realização de testes de compatibilidade, como a tipificação sanguínea e o *crossmatching*, não garante a ausência de reacções transfusionais. De facto, existem diversos tipos de reacções adversas associadas a transfusões sanguíneas, as quais apresentam diferentes causas, abordagens profiláticas e terapêuticas (Tocci, 2010).

A percentagem de ocorrência de reacções adversas associadas a transfusões sanguíneas varia conforme os estudos, sendo, geralmente, baixa.

Weingart et al. (2004) obtiveram no seu estudo sobre transfusões de sangue total em gatos, uma percentagem de 1,2 % de reacções transfusionais. Outro estudo sobre transfusões sanguíneas em gatos verificou uma incidência de reacções transfusionais de aproximadamente 3,2% (Castellanos et al., 2004).

Em cães também já foram determinadas diferentes percentagens de reacções transfusionais, desde 3% (Harrell, Parrow & Kristensen, 1997b) e 3,3 % (Callan et al., 1996), a 13 % (Kerl & Hohenhaus, 1993).

Muito embora as transfusões sanguíneas apresentem benefícios evidentes, é essencial tomar todas as precauções possíveis aquando a sua realização. É de extrema importância realizar a tipificação sanguínea, testes de compatibilidade, e seguir os protocolos elaborados para a correcta colheita, armazenamento e administração do sangue e seus produtos (Callan, 2010). Klaser et al. (2005), confirmou no seu estudo a importância de realizar testes de tipificação sanguínea e de compatibilidade antes de qualquer transfusão, como forma de minimizar o risco de ocorrência de reacções transfusionais.

10.1. Tipos de reacções transfusionais

As reacções transfusionais podem ser classificadas como imunomediadas ou não imunomediadas. As reacções imunomediadas ocorrem devido à interacção antígeno-anticorpo e podem ser causadas por eritrócitos, proteínas plasmáticas, leucócitos e plaquetas (Adamantos, 2008; Tocci, 2010). Adicionalmente, são classificadas como agudas, caso ocorram durante a transfusão ou nas 48 horas seguintes à sua administração, ou retardadas, caso ocorram após este período de tempo (Prittie, 2003).

Na área da medicina veterinária, as reacções febris não hemolíticas e as reacções alérgicas representam os tipos de reacções transfusionais mais comuns (Tocci, 2010; Weinstein, 2010). Segundo Weinstein (2010), estes dois tipos de reacções constituem cerca de 60% a 90% das reacções descritas nos diversos estudos realizados.

10.2. Reacções imunomediadas agudas

10.2.1. Reacções hemolíticas agudas

As reacções hemolíticas agudas (RHA) constituem um dos tipos de reacções imunomediadas agudas e representam o tipo de reacção transfusional mais grave (Prittie, 2003; Giger, 2010; Tocci, 2010). Estas reacções transfusionais ocorrem devido à interacção entre os antígenos eritrocitários do dador e os anticorpos naturais ou adquiridos do receptor e podem ter como causa a administração de transfusões incompatíveis, ou a animais previamente sensibilizados (Prittie, 2003). As reacções hemolíticas agudas são classificadas como reacções de hipersensibilidade tipo II (Prittie, 2003; Chiaramonte, 2004).

Já foi descrita a ocorrência de uma reacção hemolítica aguda num cão DEA 1.1 negativo previamente sensibilizado (Giger, Gelens, Callan, & Oakley, 1995). O tipo sanguíneo DEA 1.1 é extremamente antigénico (Tocci & Ewing, 2009; Tocci, 2010), um cão DEA 1.1 negativo que receba pela primeira vez sangue DEA 1.1 positivo, desenvolve anticorpos contra o antígeno DEA 1.1 e, caso se realize uma segunda transfusão com sangue incompatível DEA 1.1 positivo, poderá ocorrer uma reacção hemolítica aguda (Tocci & Ewing, 2009; Weinstein, 2010). Segundo Chiaramonte (2004), estes anticorpos demoram cerca de 3 dias a formar-se, pelo que uma reacção hemolítica aguda só ocorrerá caso a segunda transfusão seja realizada após este período. Também foi descrita a ocorrência de uma reacção hemolítica aguda num animal DEA 4 negativo, previamente sensibilizado, devido à administração de transfusões de sangue DEA 4 positivo (Melzer et al., 2003).

De forma a evitar a ocorrência deste tipo de reacções, dever-se-ia, pelo menos, realizar a tipificação do dador e do receptor para o antígeno 1.1, classificando-se cada animal como 1.1 positivo ou negativo (Tocci, 2010).

No caso particular dos pacientes felinos, não é necessária uma sensibilização prévia para que ocorra uma reacção transfusional, pois estes já possuem anticorpos naturais em circulação (Bucheler & Giger, 1993; Prittie, 2003). Já foi descrita a ocorrência de reacções hemolíticas agudas em gatos tipo B que receberam transfusões com sangue tipo A (Giger & Akol, 1990; Giger & Bucheler, 1991). As características desta reacção são afectadas pelo tipo e título de anticorpos presente em cada caso. Enquanto que anticorpos IgM estão associados à ocorrência de hemólise intravascular, a hemólise extravascular é mediada por anticorpos IgG, particularmente em gatos com baixo título de anticorpos anti-A (Giger & Bucheler, 1991). De facto, segundo estes autores, os gatos com tipo sanguíneo A, além de terem títulos de anticorpos mais baixos também apresentam uma maior proporção de anticorpos IgG em relação a IgM.

Estes autores também determinaram que o tempo de semi-vida dos eritrócitos era semelhante entre transfusões autólogas e transfusões compatíveis, cerca de 29 a 30 dias. No entanto, em transfusões incompatíveis este tempo de semi-vida era significativamente

menor, particularmente em transfusões de sangue tipo A a gatos tipo B, em que o tempo de semi-vida dos eritrócitos diminuía drasticamente. Além disto também determinaram que uma quantidade tão pequena como 1 mL de sangue é suficiente para induzir uma reacção hemolítica aguda (Giger & Bucheler, 1991).

10.2.1.1. Sinais clínicos associados a Reacções Hemolíticas Agudas (RHA)

Numa reacção hemolítica aguda, o animal pode apresentar diferentes sinais clínicos, não específicos, os quais se desenvolvem, geralmente, nos primeiros minutos ou horas após o início da transfusão (Giger et al., 1995). Estes sinais podem incluir febre, vômito, taquicardia, dispneia, hipotensão, convulsões (Prittie, 2003), bradicardia (Barfield & Adamantos, 2011), agitação, salivação, choque (Tocci, 2010), perda involuntária de urina e fezes (Giger et al., 1995), taquipneia e até mesmo morte (Chiaramonte, 2004). Giger e Bücheler (1991), identificaram duas fases distintas da reacção hemolítica aguda em gatos tipo B, uma primeira caracterizada por apneia ou hipopneia e bradicardia e uma segunda, observada 1 a 3 minutos depois, caracterizada por taquipneia e taquicardia.

Devido à hemólise intravascular, estes animais apresentam hemoglobínemia e hemoglobinúria (Giger et al., 1995; Prittie, 2003; Chiaramonte, 2004; Adamantos, 2008; Tocci, 2010), facto que é útil na distinção entre este tipo de reacção e outras, como a hemólise extravascular e reacções de hipersensibilidade de tipo I (Prittie, 2003). A hemólise intravascular pode dar origem a vasoconstrição, isquémia renal e insuficiência renal aguda (Tocci, 2010), embora certos estudos defendam que os animais não apresentam predisposição para as lesões renais típicas resultantes de reacções transfusionais hemolíticas, como ocorre em pacientes humanos (Giger & Bucheler, 1991; Bracker & Drellich, 2005; Giger et al., 1995). A hemólise extravascular, por sua vez, dá origem a sinais clínicos como febre, icterícia, hiperbilirrubinémia, bilirrubinúria e, caso a reacção seja retardada, também pode ocorrer uma diminuição inesperada do hematócrito (Prittie, 2003). A evolução de uma reacção hemolítica aguda pode levar à ocorrência de coagulação intravascular disseminada, insuficiência multisistémica e morte (Harrell & Kristensen, 1995; Chiaramonte, 2004). A gravidade da reacção varia conforme o número de eritrócitos destruídos, o que também vai influenciar o tratamento a instituir nestes casos (Tocci, 2010).

10.2.2. Reacções Alérgicas

As reacções alérgicas derivadas da administração de transfusões, são despoletadas por exposição a uma determinada substância, geralmente uma proteína presente no plasma do dador, e são principalmente associadas à transfusão de plasma ou de produtos contendo plasma (Prittie, 2003; Chiaramonte, 2004; Weinstein, 2010). Desta forma, a substância presente no plasma do dador vai induzir uma reacção alérgica no paciente (Weinstein,

2010). Certos autores sugerem que a gravidade da reacção está relacionada com o volume de plasma presente na transfusão administrada, bem como da quantidade de substâncias vasoactivas presentes no plasma armazenado (Bracker & Drellich, 2005).

Esta reacção é considerada uma reacção de hipersensibilidade tipo I e é mediada por IgE, embora a resposta alérgica ou anafiláctica também possa ser induzida por IgG e IgA (Tocci, 2010). Estas reacções resultam de uma interacção entre as IgE e os mastócitos que induz a libertação de histamina e outras substâncias vasoactivas (prostaglandinas, leucotrienos, serotonina e proteases) (Prittie, 2003; Bracker & Drellich, 2005).

10.2.2.1. Sinais clínicos associados a Reacções Alérgicas

Os primeiros sinais associados a este tipo de reacção surgem rapidamente, geralmente durante os primeiros 45 minutos após o início da transfusão (Prittie, 2003; Chiaramonte, 2004). No caso particular da administração de transfusões de plasma, determinados autores consideram que estes sinais têm início, tipicamente, durante os primeiros 15 minutos desde o começo da transfusão (Weinstein, 2010). A libertação de histamina e substâncias vasoactivas, mencionadas acima, dá origem a vasodilatação e inflamação sistémica, associadas a sinais clínicos como prurido, eritema, urticária, hipersialia e febre (Abrams – Ogg, 2000; Prittie, 2003). A reacção alérgica induzida pode variar de ligeira, manifestando-se por exemplo sob a forma de urticária, ou apresentar-se sob formas mais graves, nas quais pode ocorrer choque, anafilaxia e mesmo morte do animal (Tocci, 2010). Outros sinais que podem ocorrer incluem náusea, diarreia, vómito e/ou dor abdominal. (Bracker & Drellich, 2005; Weinstein, 2010). Este tipo de reacção não provoca hemoglobinémia nem hemoglobinúria (Harrell & Kristensen, 1995; Weinstein, 2010).

10.2.3. Reacções febris não hemolíticas

Devemos suspeitar de uma reacção febril não hemolítica quando ocorre um aumento da temperatura do animal de, pelo menos, 1º C, que não esteja associado a qualquer outra causa e não tenha mais nenhuma explicação evidente (Prittie, 2003). A febre que surge nestes casos pode durar até 20 horas (Prittie, 2003) e alguns autores acrescentam ainda que esta febre se deve manifestar durante a transfusão ou nas 4 horas seguintes ao seu início (Weinstein, 2010).

Este tipo de reacções podem ocorrer devido a uma reacção imunomediada, por parte do animal que recebe a transfusão, aos leucócitos e/ou plaquetas presentes no sangue do animal dador (Prittie, 2003; Chiaramonte, 2004). Segundo outros autores, estas reacções estão provavelmente associadas a citocinas derivadas dos leucócitos e/ou anticorpos contra os leucócitos, presentes no animal que recebe a transfusão (Tocci, 2010).

A transfusão de determinados produtos, como concentrados de plaquetas, acarreta um maior risco de ocorrência de uma reacção deste tipo, no entanto, qualquer produto sanguíneo que contenha leucócitos, plaquetas ou fragmentos das suas membranas pode induzir este tipo de reacção (Bracker & Drellich, 2005).

A leucoredução de produtos sanguíneos pode ajudar a diminuir a incidência deste tipo de reacções (Prittie, 2003).

10.2.3.1. Sinais clínicos associados a Reacções febris não hemolíticas

Além da febre que caracteriza esta reacção, também é possível a ocorrência de tremores musculares, vômitos (Prittie, 2003; Weinstein, 2010) e taquipneia (Chiaramonte, 2004). Segundo Weinstein (2010), embora uma diminuição do ritmo da transfusão possa ajudar a controlar o vômito, muitas vezes, este sintoma é auto-limitante.

10.3. Reacções imunomediadas retardadas

10.3.1. Reacções hemolíticas retardadas

Numa reacção hemolítica retardada, o paciente que recebe a transfusão desenvolve anticorpos contra um antigénio presente no sangue administrado; estes anticorpos aderem às células presentes na transfusão, o que leva à sua remoção prematura da circulação (Bracker & Drellich, 2005). Antes da transfusão, estes anticorpos podem estar presentes em baixo título, não sendo detectados no teste de compatibilidade (Tocci, 2010; Weinstein, 2010). Este tipo de reacções é mais comum em cães (Adamantos, 2008).

10.3.1.1. Sinais clínicos associados a reacções hemolíticas retardadas

As reacções hemolíticas retardadas não apresentam sinais clínicos agudos, no entanto, é possível verificar uma diminuição progressiva e inesperada do valor do hematócrito, após a transfusão, ao longo de um período de 3 a 5 dias (Adamantos, 2008; Tocci, 2010). Certos autores defendem que neste tipo de reacção transfusional não ocorre hemoglobinúria, uma vez que a hemólise que caracteriza esta reacção é extravascular, podendo ocorrer um aumento da bilirrubina sérica (Bracker & Drellich, 2005). No entanto, a ocorrência de hemoglobinúria é considerada, por outros autores, como um sinal clínico associado a este tipo de reacções (Weinstein, 2010). Caso existam outros sinais clínicos, estes são geralmente ligeiros e podem facilmente passar despercebidos (Bracker & Drellich, 2005).

Existem outras doenças que podem causar uma diminuição prematura do hematócrito, como a anemia hemolítica imunomediada (AHIM) e a babesiose, entre outras. Uma vez que este pode ser o único sinal evidente neste tipo de reacções, torna-se difícil identificar a ocorrência da reacção, por oposição a outras doenças (Bracker & Drellich, 2005). Se houver

suspeita de uma reacção hemolítica retardada, com diminuição progressiva do hematócrito, podemos realizar uma pesquisa de anticorpos no sangue do paciente. Caso se encontre um novo anticorpo é sugestivo de que está, de facto, a ocorrer uma reacção hemolítica retardada (Tocci, 2010).

10.3.2. Púrpura pós-transfusional

Esta reacção é rara (Weinstein, 2010) e ocorre quando os anticorpos formados por exposição a antígenos de transfusões prévias, atacam as próprias plaquetas do animal que recebe a transfusão (Chiaramonte, 2004). Estes anticorpos são produzidos pelo receptor da transfusão e direccionados contra um antígeno específico das plaquetas (Weinstein, 2010). Desta forma, existe o risco de que, animais que receberam transfusões com componentes sanguíneos nos quais se encontravam presentes plaquetas ou fragmentos de plaquetas, ao receberem uma próxima transfusão, desenvolvam púrpura pós-transfusional (Bracker & Drellich, 2005).

O resultado desta reacção imunomediada é uma trombocitopenia aguda, a qual ocorre durante a primeira semana após a transfusão (Prittie, 2003), mas podendo continuar a manifestar-se até durante 2 meses (Harrell, Parrow & Kristensen, 1997a).

10.3.2.1. Sinais clínicos associados a Púrpura pós-transfusional

A trombocitopenia aguda pode dar origem a sinais como petéquias, que são, normalmente, tal como a própria trombocitopenia, auto-limitantes (Chiaramonte, 2004). Alguns autores referem ainda que, em situações mais graves, o número de plaquetas baixa até níveis em que podem ocorrer hemorragias espontâneas (Wardrop, Lewis, Marks & Buss (1997), citado por Bracker & Drellich, 2005).

10.3.3. Isoeritrólise Neonatal

A taxa de mortalidade associada à isoeritrólise neonatal é alta, no entanto esta é uma reacção que ocorre raramente (Silvestre-Ferreira & Pastor, 2010). A ocorrência natural de isoeritrólise neonatal é reconhecida em gatos, cavalos e até mesmo no Homem (Cain & Suzuki, 1985).

No caso de pacientes felinos, o acasalamento de gatas tipo B com gatos tipo A ou AB, pode dar origem a gatinhos tipo A ou AB. O colostro das gatas tipo B contém naturalmente anticorpos anti-A em elevado título, os quais vão ser transferidos para o recém-nascido, causando hemólise, intravascular e extravascular dos seus eritrócitos (Bucheler & Giger, 1993; Sparkes & Gruffydd-Jones, 2000; Gordon & Penedo, 2010; Silvestre-Ferreira & Pastor, 2010).

10.3.3.1. Sinais clínicos associados a Isoeritrólise Neonatal

Os gatos afectados nascem saudáveis e, inicialmente, são activos e procuram alimentar-se do leite da progenitora. Os primeiros sinais clínicos surgem apenas algumas horas ou dias após a ingestão do colostro, sendo que, em alguns casos, os gatos recém-nascidos podem falecer antes do desenvolvimento de qualquer sintomatologia (Silvestre-Ferreira & Pastor, 2010).

Os sinais clínicos dos gatinhos afectados podem variar na sua gravidade, consoante o grau de hemólise (Gordon & Penedo, 2010; Silvestre-Ferreira & Pastor, 2010). Um estudo descreveu como sinais clínicos hemoglobinúria, fraqueza, icterícia, anorexia, dispneia e, eventualmente, morte da maioria dos gatinhos afectados (Cain & Suzuki, 1985). Barfield & Adamantos (2011), descrevem como sintomas da isoeritrólise neonatal, fraqueza, icterícia, necrose da ponta da cauda, hemoglobinúria e morte súbita. Também podem surgir sinais secundários como mucosas pálidas, taquicardia, taquipneia (relacionados com a deficiente oxigenação), colapso e morte, geralmente na primeira semana de vida (Silvestre-Ferreira & Pastor, 2010).

10.4. Reacções não imunomediadas agudas

10.4.1. Contaminação bacteriana/Sépsis associada à transfusão

O sangue constitui um óptimo meio de cultura para o crescimento bacteriano, particularmente para organismos gram-negativos, os quais utilizam o citrato presente nas unidades de sangue como fonte de carbono, permitindo-lhes crescer a temperaturas mais baixas e produzir endotoxinas que podem levar ao choque séptico e, eventualmente, à morte do paciente (Prittie, 2003; Chiaramonte, 2004; Bracker & Drellich, 2005). A *Yersinia enterocolitica*, *Serratia* spp e *Pseudomonas* spp são exemplo de alguns dos microorganismos gram-negativos que conseguem crescer nos componentes sanguíneos refrigerados, os microorganismos gram positivos (como o *Staphylococcus* spp e *Streptococcus* spp), crescem principalmente em produtos com plaquetas, os quais representam um risco acrescido, uma vez que são armazenados à temperatura ambiente, de cerca de 20°C a 24°C (Bracker & Drellich, 2005; Tocci, 2010).

Técnicas de colheita e armazenamento inadequadas, bacteriémia subclínica do dador ou contaminação do produto sanguíneo durante a administração constituem as principais razões que levam à contaminação dos produtos sanguíneos (Prittie, 2003). Alguns autores referem que, na maioria dos casos, as bactérias provêm do dador, quer devido a uma bacteriémia desconhecida, quer devido a contaminação da pele do dador no local de venipunctura utilizado para a colheita (Tocci, 2010).

Alguns dos sinais que podem alertar para a contaminação de uma unidade de sangue são a mudança de cor dos eritrócitos, presença de coágulos ou hemólise. No entanto, uma unidade contaminada pode ter um aspecto normal (Tocci, 2010). Outros autores descrevem a possível presença de bolhas ou partículas de matéria visíveis (Bracker & Drellich, 2005). A alteração da cor da unidade, indica que houve falta de oxigenação, hemólise e formação de metahemoglobina (Weinstein, 2010).

Os produtos sanguíneos que apresentem uma aparência alterada ou anormal, não devem ser utilizados, de facto, mesmo a transfusão de um produto sanguíneo aparentemente normal não deve demorar mais de 4 horas, de forma a reduzir o risco de proliferação bacteriana, bem como garantir a transfusão de componentes sanguíneos funcionais (Hansen, 2006; Weinstein, 2010). Pela mesma razão, um produto sanguíneo não deve, sob qualquer circunstância, apresentar uma temperatura superior a 37° C (Hansen, 2006). Qualquer unidade de produto sanguíneo, quando aberta, deve ser utilizada nas 24 horas seguintes, mesmo que esta se encontre refrigerada (Weinstein, 2010).

É pouco frequente a descrição da ocorrência de contaminação bacteriana de produtos sanguíneos e consequente sépsis associada à transfusão, na área de medicina veterinária (Abrams – Ogg, 2000).

10.4.1.1. Sinais clínicos associados a contaminação bacteriana

Os sinais clínicos associados à transfusão de um componente sanguíneo contaminado incluem febre, diarreia, vômito, hemólise, hipotensão (Weinstein, 2010), coagulação intravascular disseminada e choque (Prittie, 2003).

Segundo um estudo realizado, o vômito constitui o sinal clínico mais comum, em gatos, após a transfusão de unidades contaminadas (Hohenhaus, Drusin & Garvey (1997), citado por Weinstein, 2010)

10.4.2. Hemólise não imunomediada

A hemólise não imunomediada dos eritrócitos pode ocorrer por diversas razões. Além da hemólise causada por contaminação bacteriana (Prittie, 2003), pode ocorrer hemólise mecânica ao utilizar agulhas demasiado pequenas que vão traumatizar os eritrócitos. Pode também ocorrer uma hemólise osmótica devido à administração simultânea de soluções hipotónicas (Tocci, 2010) ou de dextrose a 5% (Abrams – Ogg, 2000). É referido que também se deve evitar a administração de soluções hipertónicas pela mesma via endovenosa da transfusão (Weinstein, 2010). Desta forma, caso seja necessária a administração de outros fluidos endovenosos em conjunto com uma transfusão, a escolha deve ser NaCl 0.9% (Prittie, 2003).

A hemólise também pode ocorrer caso a unidade seja inadequadamente armazenada ou incorrectamente manuseada no momento da administração, por exemplo, caso esta seja exposta a temperaturas inapropriadas, ao ser colocada no microondas, em banhos de água quente, aparelhos de aquecimento danificados, submetida a um arrefecimento inapropriado (Tocci, 2010) ou administrada utilizando bombas de infusão peristálticas (Weinstein, 2010).

10.4.2.1. Sinais clínicos associados a hemólise não imunomediada

Os sinais clínicos associados à hemólise não imunomediada são idênticos aos sinais clínicos da hemólise mediada por IgG (Abrams – Ogg, 2000). No entanto, Harrell & Kristensen (1995) afirmam que esta reacção é geralmente benigna, não havendo normalmente necessidade de instituir um tratamento, excepto sintomático. Ocorre apenas uma diminuição da eficácia da transfusão. Estes autores descrevem a febre como um dos sinais mais frequentemente associados a esta reacção.

10.4.3. Hipervolémia

A hipervolémia ou sobrecarga de volume pode ser causada pela administração demasiado rápida do componente sanguíneo ou pela administração de um volume excessivo do mesmo (Bracker & Drellich, 2005). Pacientes com doença cardíaca, pulmonar e/ou renal (oligúrica ou anúrica) constituem um grupo de risco, no sentido em que se encontram mais vulneráveis a esta situação (Prittie, 2003; Chiaramonte, 2004; Tocci, 2010). Além destes, também os animais recém-nascidos e os gatos constituem um grupo menos tolerante a expansão do volume intravascular, quando comparados a canídeos (de Laforcade & Rozanski (2001), citado por Bracker & Drellich, 2005).

A administração de sangue total, em vez de concentrado de eritrócitos, a pacientes normovolémicos, como por exemplo, pacientes com anemia crónica, pode induzir hipervolémia (Prittie, 2003; Tocci, 2010).

10.4.3.1. Sinais clínicos associados a Hipervolémia

Alguns dos sinais clínicos que podemos observar nestes casos incluem dispneia, cianose, aumento da pressão venosa central, edema pulmonar, distensão das veias pulmonares (Tocci, 2010), tosse (Prittie, 2003) e aumento agudo da pressão arterial (Bracker & Drellich, 2005). Estes sinais podem manifestar-se durante a transfusão ou pouco tempo após esta ter sido realizada (Weinstein, 2010).

10.4.4. Toxicidade por citrato

A toxicidade por citrato poderá surgir após a administração de uma transfusão de grande volume ou efectuada a um ritmo demasiado elevado (Chiaramonte, 2004). Esta situação é

rara, no entanto, é preciso ter especial atenção a pacientes com doença hepática, uma vez que o citrato, em condições normais, é rapidamente metabolizado no fígado (Prittie, 2003). O citrato é quelante do cálcio (prevenindo desta forma a formação de coágulos) e o seu excesso em circulação vai induzir uma hipocalcémia clínica, por depleção do cálcio ionizado (Prittie, 2003; Tocci, 2010).

A concentração de citrato é mais elevada nas unidades de sangue total, comparativamente às unidades de concentrado de eritrócitos (Prittie, 2003). A toxicidade por citrato pode ocorrer devido à administração de grandes quantidades de plasma fresco congelado, plaquetas ou sangue total, sendo que o plasma e o sangue total apresentam maiores concentrações de citrato, comparativamente ao concentrado de eritrócitos (Tocci, 2010; Weinstein, 2010).

10.4.4.1. Sinais clínicos associados a toxicidade por citrato

Os sinais clínicos associados à toxicidade por citrato são aqueles associados à hipocalcémia, como tremores musculares, arritmia cardíaca, hipotensão, vômitos e tetanias (Abrams – Ogg, 2000;Prittie, 2003).

10.4.5. Hipotermia

A administração rápida de grandes volumes de sangue refrigerado pode provocar hipotermia e eventualmente, arritmia ventricular (Tocci, 2010). A administração de transfusões a pacientes pediátricos, de pequeno tamanho ou submetidos a anestesia, também pode causar hipotermia (Abrams – Ogg, 2000).

Este tipo de reacção é mais comum caso a transfusão seja administrada através de um catéter venoso central (Bracker & Drellich, 2005;Tocci, 2010). Os produtos sanguíneos que tenham sido refrigerados ou congelados podem ser aquecidos à temperatura corporal, antes da administração (Bracker & Drellich, 2005). A temperatura da unidade de sangue não deverá ultrapassar os 37°C (Hansen, 2006) e o aquecimento deverá ser realizado com material apropriado, nomeadamente, aquecedores de sangue comerciais (Bracker & Drellich, 2005).

10.4.5.1. Sinais clínicos associados a hipotermia

Os sinais clínicos observados nos casos de hipotermia incluem tremores, que podem induzir arritmias e, eventualmente, paragem cardio-respiratória (Abrams – Ogg, 2000).

10.4.6. Embolia gasosa e tromboembolismo pulmonar

O microembolismo pulmonar, quer devido à presença de ar, quer devido à formação de um trombo, pode ocorrer durante a administração de uma transfusão. No caso específico dos

microtrombos, estes têm origem em microagregados de plaquetas, fibrina e leucócitos que se formam no sangue durante o armazenamento (Chiaramonte, 2004). Tanto a embolia gasosa como o tromboembolismo pulmonar são sequelas raramente descritas em medicina veterinária (Prittie, 2003).

10.4.6.1. Sinais clínicos associados a embolia gasosa e tromboembolismo pulmonar

O microembolismo pulmonar pode dar origem a sintomas como taquipneia, dispneia (Chiaramonte, 2004), tosse e choque (Tocci, 2010).

10.5. Reacções não imunomediadas retardadas

10.5.1. Agentes infecciosos

O *American College of Veterinary Internal Medicine* publicou recentemente protocolos para a correcta realização de testes em dadores felinos e caninos, com o objectivo de identificar e prevenir a transmissão das diferentes doenças infecciosas transmitidas via transfusão (Bracker & Drellich, 2005; Wardrop et al., 2005; Weinstein, 2010).

A transmissão de doenças infecciosas via transfusão é relativamente rara, quer em medicina humana, quer em medicina veterinária, mas são diversos os agentes infecciosos e consequentes doenças que podem ser transmitidas através de uma transfusão (Weinstein, 2010). Wardrop et al. (2005) determinaram, nos protocolos realizados, a necessidade de realizar testes de rastreio para diferentes doenças em cães e gatos. Nos cães, consideram importante e recomendam a realização de testes para Babesiose, Leishmaniose (animais que vivem ou viajaram para zonas endémicas e Fox Terriers), Ehrlichiose, Anaplasmosse, Neorickettsiose e Brucelose (bacteriémia). Em gatos é recomendada a testagem para Micoplasmose, Bartolenose, FIV e FeLV.

Os produtos que apresentam o maior risco de transmissão de doenças infecciosas são o sangue total e o concentrado de eritrócitos (Weinstein, 2010).

10.5.1.1. Sinais clínicos associados a Agentes infecciosos

Os sinais clínicos manifestados, dependem dos agentes infecciosos e a sua descrição não se encontra no âmbito do trabalho desenvolvido nesta dissertação.

10.5. 2. Outras reacções não imunomediadas retardadas

A hipercalémia pode ocorrer como consequência da realização de uma transfusão, no entanto, é uma reacção rara, mais comum em pacientes com doença renal ou hipercalémia previamente diagnosticada. Os eritrócitos armazenados podem sofrer lise com consequente libertação de potássio, o que leva à hipercalémia (Chiaramonte, 2004; Tocci, 2010).

A hiperamoniémia surge como consequência do armazenamento de produtos sanguíneos durante elevados períodos de tempo, uma vez que os níveis de amónia aumentam ao longo do tempo de armazenamento da unidade. Uma vez que a amónia é metabolizada ao nível do fígado, pacientes com algum tipo de doença hepática são considerados um grupo de risco (Prittie, 2003). Devido a este facto, não é recomendada a transfusão de produtos sanguíneos com mais de 2 semanas a animais com insuficiência hepática (Waddell, Holt, Hughes & Giger (2001), citado por Haldane et al., 2004)

A hemocromatose ou sobrecarga de ferro, é um acontecimento raro em medicina veterinária e consiste na deposição excessiva de ferro nos tecidos, nomeadamente no fígado. O ferro é depositado nos tecidos sob a forma de hemossiderina. Este fenómeno é consequência de transfusões de grande volume ou de várias transfusões repetidas ao longo de um determinado período de tempo (Prittie, 2003).

PARTE II – Transfusões de sangue total e concentrado de eritrócitos em cães e gatos: avaliação das indicações, efeitos e consequências.

1. Objectivos

Pode considerar-se que o presente estudo apresenta dois objectivos principais.

Um destes objectivos consiste na caracterização da população de animais de companhia (cães e gatos) que recebeu transfusões de sangue total e concentrado de eritrócitos, quanto à prevalência dos diferentes tipos sanguíneos, indicação para a realização das transfusões, número de transfusões realizadas por animal, tempo de armazenamento das unidades e duração da transfusão, bem como as consequências da sua administração, nomeadamente a ocorrência de reacções transfusionais e percentagem de sobrevivência.

É também objectivo deste estudo a avaliação das variações do hematócrito, da frequência cardíaca, da frequência respiratória, da atitude e da coloração das mucosas antes, durante e após a administração destas transfusões.

2. Material e Métodos

Durante o estágio curricular, realizado no Hospital Veterinário do Porto, foi desenvolvido um protocolo que permitiu o registo de informações de todos os animais que receberam transfusões de sangue e seus derivados.

Em seguida é realizada uma descrição da amostra do presente estudo, bem como dos métodos e procedimentos utilizados.

2.1. Caracterização da amostra

No período de 20 de Setembro de 2010 a 20 de Março de 2011, nas instalações do Hospital Veterinário do Porto, 34 animais receberam 50 transfusões de sangue total e concentrado de eritrócitos.

Destes 34 animais, 21 eram cães e 13 eram gatos (Tabela nº4). Dos 21 pacientes caninos, 10 pertenciam ao sexo feminino (47,6%) e 11 ao sexo masculino (52,4%). Dos 13 pacientes felinos, 5 eram fêmeas (38,5%) e 8 eram machos (61,5%). Desta forma, o presente estudo é constituído por uma amostra de 15 fêmeas (44,1%) e 19 machos (55,9%).

Os cães presentes no estudo possuíam idades compreendidas entre os 3 meses e os 17 anos, a idade média era de 9,5 anos. Os gatos presentes no estudo tinham idades compreendidas entre os 5 meses e os 19 anos, sendo que a idade média era de 9,2 anos. Os cães apresentavam um peso médio de, aproximadamente, 22 Kg, com um mínimo de 1,45 kg e máximo de 49 kg. Os gatos possuíam um peso médio de, aproximadamente, 3,4 kg, apresentando um mínimo de 2,2 kg e um máximo de 4,9 kg.

As raças de cães representadas no estudo são constituídas por 8 animais de raça indeterminada (38,1%), 3 *Labrador Retrievers* (14,3%), 2 *Caniches* (9,5%), 1 *Shar Pei*

(4,8%), 1 *Basset hound* (4,8%), 1 Serra da Estrela (4,8%), 1 *Yorkshire terrier* (4,8%), 1 *Epagneul breton* (4,8%), 1 *Pinscher* (4,8%), 1 Terra Nova (4,8%) e 1 *Doberman* (4,8%). As raças de gatos presentes no estudo são representadas por 9 Europeus comuns (69,2%), 2 Persas (15,4%) e 2 Siameses (15,4%).

O sangue utilizado nas transfusões efectuadas durante este período foi obtido através de animais dadores, inseridos no programa de dadores do Banco de Sangue Veterinário do Hospital Veterinário do Porto.

Tabela 4. Frequência absoluta e relativa das espécies incluídas no estudo

Espécie	FA	FR
Canídeo	21	61,8%
Felídeo	13	38,2%
Total	34	100%

Legenda da tabela: FA (frequência absoluta), FR (frequência relativa)

2.2 Métodos

Para a realização da presente dissertação, foi registada informação de todos os pacientes, cães e gatos, que receberam transfusões de sangue total ou concentrado de eritrócitos. Estas informações incluíram a espécie, raça, sexo, idade, peso, tipificação sanguínea, causa que levou à realização da transfusão, número de transfusões recebidas, volume administrado por transfusão, componente sanguíneo administrado, tempo de duração da transfusão, hematócrito do componente administrado, tempo de armazenamento do componente administrado, sobrevivência, tempo de internamento e presença ou ausência de reacções transfusionais.

Nestes mesmos pacientes, foi realizada a monitorização de diferentes parâmetros antes, durante e após a administração da transfusão. Os parâmetros monitorizados incluíram a atitude, frequência cardíaca, frequência respiratória, pressão arterial sistólica, média e diastólica, cor das mucosas, cor do plasma, presença de hemoglobínúria, temperatura rectal e hematócrito. Com a excepção do valor de hematócrito, cor do plasma e presença de hemoglobínúria, todos os restantes parâmetros foram monitorizados antes da administração da transfusão e 20 minutos, 1 hora, 2 horas, 3 horas e 24 horas após o seu início. O hematócrito, cor do plasma e a presença de hemoglobínúria foram avaliados antes do início da transfusão e, posteriormente, às 3 horas e 24 horas após o início da mesma. Durante a avaliação do valor do hematócrito, utilizando a técnica do micro-hematócrito, era registada a presença ou ausência de hemólise no soro.

2.2.1 Tipificação sanguínea e Teste de compatibilidade

Para todos os animais foi sempre realizado, antes de cada transfusão, o teste de tipificação sanguínea e teste de compatibilidade. Os cães eram tipificados para o antigénio 1.1, classificando-se, posteriormente, como 1.1 positivos ou 1.1 negativos. Os gatos eram tipificados para o tipo sanguíneo A, B, ou AB. O teste de tipificação, em ambas as espécies, era realizado através de uma técnica de coluna de gel, utilizando cartões de tipificação apropriados para o efeito. Estas colunas de gel possuem anticorpos monoclonais que induzem uma reacção de ligação antigénio-anticorpo, na altura em que a amostra do paciente é adicionada (ID-Gel Test Canine DEA 1.1, DiaMed, Cressier, Switzerland e ID-Gel Test Feline A+B Typing, DiaMed, Cressier, Switzerland).

Para a realização do teste de compatibilidade em cães, também foram utilizados cartões próprios com colunas de gel contendo anti-globulina canina (ID - gel test anti-canine globulin, DiaMed AG, Cressier, Switzerland). Todos os cartões utilizados, quer no teste de tipificação sanguínea – cães e gatos - quer no teste de compatibilidade canino, foram sempre centrifugados numa centrífuga própria (ID-Centrifuge 12, DiaMed, Cressier, Switzerland) antes da leitura dos resultados. Nos gatos, foi realizado o teste de compatibilidade maior, adicionando o sangue do dador ao soro do receptor, juntamente com soro fisiológico. Esta solução era posteriormente colocada em 3 tubos, mantidos a temperaturas distintas durante um período de 15 minutos. Um dos tubos era mantido à temperatura ambiente, outro era colocado na estufa a uma temperatura de 40°C e um terceiro era refrigerado a cerca de 4-6°C. Posteriormente, realizava-se a análise microscópica em lâmina de uma amostra de cada um destes tubos, procurando evidências de incompatibilidade sob a forma de hemólise e/ou hemaglutinação.

A administração da transfusão só se processava após confirmação de compatibilidade sanguínea entre dador e receptor, determinada através do teste de tipificação sanguínea e do teste de compatibilidade.

2.2.2 Medição da pressão arterial

Para a medição da pressão arterial foram utilizados 2 aparelhos distintos, o petMAP (petMAP Classic System, Ramsey Medical Inc., Tampa, USA) e o DINAMAP (DINAMAP, Carescape V100, GE Healthcare, Finland). O petMAP foi utilizado na medição da pressão arterial dos pacientes felinos, enquanto que o DINAMAP foi utilizado na medição da pressão arterial em pacientes caninos. Em ambas as espécies a medição da pressão arterial foi realizada, sempre que possível, colocando a braçadeira insuflável no membro anterior direito entre a articulação do carpo e a articulação úmero-rádio-ulnar, sobre a artéria radial. Em seguida eram realizadas 5 medições sucessivas, sendo que o valor da pressão arterial sistólica, diastólica e média registado consistia na média destas medições.

2.2.3 Medição do Valor de Hematócrito

O valor do hematócrito era calculado através da técnica do micro-hematócrito. Por forma a obter-se o valor do hematócrito do paciente era-lhe retirada uma amostra de sangue que, em seguida, era transferida para 2 tubos de micro-hematócrito. Posteriormente, estes tubos eram colocados numa centrífugadora própria para o efeito (MHC, Hawksley, England) durante 5 minutos. Finalmente, a leitura dos tubos de micro-hematócrito era efectuada numa escala apropriada (Heraeus, Sepatech, Alemanha).

2.2.4 Administração da transfusão

A administração das transfusões de sangue total ou concentrado de eritrócitos foi realizada utilizando sistemas de infusão próprios para o efeito (PMH - produtos médicos hospitalares). Estes sistemas de infusão apresentavam já incorporado um filtro de 200 µm. A transfusão era administrada, preferencialmente, no membro anterior através da veia cefálica cranial, utilizando um catéter previamente colocado e ao qual era acoplado o sistema de infusão. O sangue administrado, canino e felino, encontrava-se armazenado no frigorífico em sacos próprios (Sacos de colheita: Sacos triplos sem filtro da Grifols para cães; Bolsas de transferência de 150 mL da Fenwall para gatos. No caso dos cães, após o processamento, o concentrado de eritrócitos era armazenado em bolsas de 450 ml, Grifols, Laboratorios Grifols, S.A.; no caso dos gatos, o armazenamento era realizado em bolsas de 150 mL da FenWall Inc., Lake Zurich, USA) e a uma temperatura de 4^o-6°C. Antes da realização da transfusão estas unidades eram removidas do frigorífico e colocadas à temperatura ambiente durante 20-30 minutos. O ritmo de infusão inicial era de 0,25 ml/kg/h, durante os primeiros 20 minutos. O objectivo deste período inicial era detectar, precocemente, a ocorrência de qualquer reacção transfusional aguda, o que permitiria suspender imediatamente a transfusão e instituir o tratamento mais adequado. Após esse período, caso não houvesse indícios de ocorrência de uma reacção transfusional, a administração do produto, quer se tratasse de sangue total ou concentrado de eritrócitos, realizava-se a um ritmo de 10 ml/kg/h até ser atingido o volume pretendido. O volume a administrar era calculado utilizando a fórmula representada na Fórmula 1 (Pichler & Turnwald (1985), citado por Helm & Knottenbelt, 2010).

Caso o paciente apresentasse algum tipo de disfunção renal, pulmonar e/ou cardíaca, o ritmo de infusão seria adaptado à situação.

Uma vez que as unidades de sangue total e concentrado de eritrócitos apresentavam um volume que variava conforme o animal dador e, regra geral, sempre que uma unidade era retirada do frigorífico esta era utilizada na sua totalidade, muitas vezes não era administrado exactamente o volume calculado pela fórmula descrita acima. Ao comparar-se o volume a administrar com aquele efectivamente administrado é possível verificar que, frequentemente, o volume administrado era menor do que o calculado. De facto, das 50

transfusões realizadas, 27 (54%) apresentavam um volume inferior ao calculado pela fórmula de Pichler & Turnwald (1985).

Isto deve-se, em parte, ao facto de as unidades de sangue constituírem um recurso limitado, sendo necessário utilizá-las de forma criteriosa. As unidades armazenadas disponíveis apresentam um determinado volume e é preciso também ter em consideração que, entre a opção de administrar uma unidade com volume superior ao calculado ou uma com um volume inferior, a primeira opção apresenta o risco de provocar uma sobrecarga de volume. Muitas vezes o volume de sangue de uma unidade pode ser ligeiramente inferior ao calculado, no entanto, é preciso ponderar a necessidade de utilizar outra unidade que, provavelmente, não será aproveitada na sua totalidade. Por vezes, é mais correcto administrar um volume ligeiramente inferior ao calculado e observar a reacção do animal. Consoante essa reacção é avaliada a necessidade ou não de realizar uma nova transfusão.

2.2.5 Análise Estatística

Os dados recolhidos foram registados em tabelas Microsoft Excel® e posteriormente analisados no programa R (R Development Core Team, 2011). Foram considerados para análise, em cada uma das variáveis, os indivíduos que tinham registos para cada um das variáveis em questão.

Em função do tipo de variáveis a analisar foram utilizados diferentes testes estatísticos. Para avaliar a diferença das médias das variáveis quantitativas entre dois grupos e, tendo em conta o tamanho da amostra, foi utilizado o teste não paramétrico de Wilcoxon, emparelhado quando comparando diferentes leituras de uma mesma variável num mesmo animal. Para comparar as médias entre dois grupos diferentes foi utilizado o teste de Wilcoxon 2 amostras. Para 3 ou mais grupos foi utilizada a análise de variância univariada (ANOVA), tendo sido a comparação realizada *a posteriori* com o teste de Tukey.

Foram considerados como resultados estatisticamente significativos quando $p \leq 0,05$.

3. Resultados e Discussão

3.1. Introdução

No Hospital Veterinário do Porto, durante o período de 20 de Setembro de 2010 a 20 de Março de 2011 foram realizadas, monitorizadas e registadas 50 transfusões sanguíneas, num total de 34 animais. Das 50 transfusões realizadas, 32 (64 %) foram administradas a cães e 18 (36 %) foram administradas a gatos.

3.2. Tipificação sanguínea

Todos os animais que receberam transfusões foram previamente tipificados (Tabela 5 e Tabela 6).

Tabela 5. Frequência dos tipos sanguíneos dos cães presentes no estudo.

	FA	FR
1.1+	14	66,7%
1.1-	7	33,3%
Total	21	100%

Tabela 6. Frequência dos tipos sanguíneos dos gatos presentes no estudo

	FA	FR
A	12	92,3%
B	1	7,7%
Total	13	100%

3.2.1. Cães

A prevalência dos tipos sanguíneos caninos varia conforme a localização geográfica, como foi descrito anteriormente na presente dissertação. De todos os cães presentes neste estudo, 66,7% eram DEA 1.1 positivo e 33,3% eram DEA 1.1 negativo. Estes resultados são semelhantes ($p=0,366$) aos obtidos por Ferreira et al. (2011), num estudo realizado no Norte de Portugal, onde foi determinada uma prevalência de 56.9% de cães DEA 1.1 positivos. Adicionalmente, Ferreira et al. (2011) também determinou no seu estudo uma percentagem de 43.1% de cães DEA 1.1 negativo, mais uma vez semelhante à percentagem obtida no presente estudo. Como é demonstrado no artigo de Ferreira et al. (2011), a prevalência dos tipos sanguíneos caninos em Portugal tende a aproximar-se dos 50% DEA 1.1 negativo e 50% DEA 1.1 positivo. No entanto, no presente estudo, a prevalência de cães DEA 1.1 positivos é ligeiramente superior à encontrada no estudo de Ferreira et al. (2011). É possível que este facto seja uma consequência do pequeno tamanho da amostra, constituída apenas por 21 cães.

Ferreira et al. (2011) também refere, no seu artigo, que todos os São Bernardos testados revelaram ser DEA 1.1. positivos e todos os *Boxers*, Pastores Alemães e *Dobermans* demonstraram ser DEA 1.1. negativos. No presente estudo, não foram registados São Bernardos, *Boxers* nem Pastores Alemães, no entanto, o único *Doberman* tipificado revelou ser DEA 1.1 negativo, apoiando a hipótese proposta acima.

3.2.2. Gatos

A prevalência do tipo sanguíneo A nos gatos que participaram neste estudo foi de 92,3%, a prevalência do tipo sanguíneo B foi de 7,7% e não foi registado nenhum gato do tipo sanguíneo AB (Tabela 6). Segundo a bibliografia consultada, o tipo sanguíneo A é

predominante na população felina (Knottenbelt, 2002; Gordon & Penedo, 2010; Tocci, 2010; Barfield & Adamantos, 2011), enquanto que o tipo B é menos comum e o tipo AB é extremamente raro (Gordon & Penedo, 2010; Barfield & Adamantos, 2011). É possível afirmar que os resultados obtidos estão de acordo com a bibliografia consultada. No entanto, existe uma grande variação nas percentagens dos diferentes tipos sanguíneos felinos consoante a localização geográfica e a raça considerada.

Em Portugal já foram realizados e publicados dois estudos sobre a frequência dos antígenos eritrocitários felinos. Silvestre-Ferreira et al. (2004b) realizaram um estudo no Norte de Portugal, onde encontraram uma frequência de 89,3 % de gatos tipo A, 4,4 % de gatos tipo B e 6,3 % tipo AB (em gatos sem pedigree). Marques et al. (2011) realizaram um outro estudo sobre a frequência dos tipos sanguíneos de gatos DSH, na área de Lisboa, no qual obtiveram uma frequência de 97.5% de gatos tipo A, 2.1% de gatos tipo B e 0.4% de gatos tipo AB. Comparativamente com o actual estudo, a percentagem de gatos do tipo sanguíneo B é ligeiramente inferior nos dois estudos mencionados acima. Este facto é compreensível devido ao pequeno tamanho da amostra testada neste estudo, constituída apenas por 13 gatos. Giger (2009) refere que, apesar da frequência do tipo sanguíneo B ser variável (como referido acima) este parece encontrar-se ausente nos siameses e cruzados de siâmes. No presente estudo, ambos os siameses tipificados pertenciam ao tipo sanguíneo A, apoiando as afirmações do estudo mencionado acima.

3.3. Indicações para a administração de transfusões de sangue total e concentrado de eritrócitos

No presente estudo, as causas que levaram à administração de transfusões de sangue total ou concentrado de eritrócitos foram divididas em três grupos principais: Anemia devido a hemorragia; anemia devido a hemólise; e anemia não regenerativa.

3.3.1. Cães

O principal motivo para a realização de transfusões em cães foi a anemia devido a hemorragia (71,4%), seguida da anemia devido a hemólise (23,8%) e anemia não regenerativa (4,8%) (Tabela 7). Estes resultados estão em concordância com aqueles obtidos nos estudos realizados por Kerl e Hohenhaus (1993) e Callan et al. (1996). Em ambos os estudos, a anemia devido a hemorragia foi a causa predominante para a administração das transfusões de sangue, seguida igualmente por hemólise e, em seguida, por eritropoiese ineficaz. De facto, as percentagens obtidas por Kerl e Hohenhaus (1993) aproximam-se das obtidas no actual estudo. Estes autores averiguaram que a anemia devido a perda de sangue representou 70% dos casos, seguida de hemólise (22%) e hipoplasia da medula óssea (8%). Kerl e Hohenhaus (1993) também referem, no seu artigo, as diferentes causas que levaram à perda de sangue, no entanto, não indicam qual a mais

frequente. No presente estudo, dos 15 animais com hemorragia, 8 (53,3%) apresentavam neoplasias, com diferentes localizações, que levaram à perda de sangue.

Tabela 7. Prevalência das diferentes indicações para transfusão nos cães avaliados no estudo.

Causa	FA	FR
Hemorragia	15	71,4%
Hemólise	5	23,8%
Anemia não regenerativa	1	4,8%
Total	21	100%

3.3.2. Gatos

O principal motivo que levou à administração de transfusões na população felina foi a anemia não regenerativa, que representa 46,1 % dos casos, seguida da anemia devido a hemorragia, em 38,5 % dos casos, e anemia por hemólise, em 15,7 % dos casos (Tabela 8). No estudo realizado por Griot-Wenk e Giger (1995), foram administradas transfusões de sangue a 65 gatos com anemia, 30 dos quais (46,2 %) apresentavam uma anemia não regenerativa devido a diminuição da eritropoiese, a qual constituiu a causa predominante para a realização de transfusões em gatos. Outro autor refere que, na espécie felina, a maioria das anemias são do tipo não regenerativo (Gruffydd-Jones, 2010). Estes resultados estão de acordos com aqueles obtidos no presente estudo.

As percentagens obtidas diferem, no entanto, das de outros estudos realizados sobre transfusões em pacientes felinos (Weingart et al., 2004; Klaser et al., 2005). Nestes estudos, a anemia por hemorragia surge como a principal causa para a administração de transfusões de eritrócitos em gatos e, em ambos os estudos, esta indicação é imediatamente seguida pela anemia devido a alterações da eritropoiese. Num outro estudo, Castellanos et al. (2004) também determinaram a perda de sangue como causa primária para a realização de transfusões de eritrócitos em gatos, seguida pela anemia devido a insuficiência renal. Segundo Polzin (2010), a insuficiência renal pode causar anemia por diferentes mecanismos, no entanto, a diminuição dos níveis de eritropoietina é o mais comum, o que irá causar alterações da eritropoiese. A anemia devido a alterações da eritropoiese surge, assim, como a segunda indicação mais comum nestes três estudos.

O facto da anemia devido a alterações da eritropoiese apresentar uma prevalência tão elevada neste estudo, pode dever-se à pequena dimensão da amostra o que a torna pouco representativa, uma vez que é constituída por apenas 13 gatos. No entanto, a anemia devido a alterações da eritropoiese é uma causa comum para a realização de transfusões em gatos, particularmente, quando em comparação com as causas de transfusões em

pacientes caninos (Kerl & Hohenhaus, 1993; Callan et al., 1996). Klaser et al. (2005) acredita que isto está relacionado com as doenças comuns da população felina, uma vez que, no seu estudo, grande parte dos animais que receberam transfusões devido a alterações da eritropoiese apresentavam insuficiência renal crónica como causa. Os gatos apresentam uma probabilidade superior de desenvolvimento de insuficiência renal crónica, comparativamente com cães (Fernández-del Palacio, M.J., 2007). No presente estudo, dos 6 casos de anemia não regenerativa em gatos, a maioria (66, 7 %) são representados por animais com insuficiência renal crónica, pelo que é possível afirmar que estes resultados estão em concordância com a hipótese anterior.

Tabela 8. Prevalência das diferentes indicações para transfusão nos gatos avaliados no estudo.

Causa	FA	FR
Hemorragia	5	38,5%
Hemólise	2	15,4%
Anemia não regenerativa	6	46,1%
Total	13	100%

3.4. Média do valor de hematócrito antes da transfusão

3.4.1. Cães

Nos grupo de cães que receberam transfusões, ao avaliar a média do valor de hematócrito antes da transfusão, em função da causa, é possível verificar que existe uma diferença estatisticamente significativa entre a média do hematócrito pré-transfusão consoante a causa considerada ($p < 0,01$).

Os canídeos com hemorragia receberam transfusões com um valor de hematócrito significativamente superior (média de 16,0%) em relação aos canídeos com hemólise (10,8%) (Tabela 9 e Gráfico 2). Este resultado já foi obtido num estudo anterior, realizado por Callan et al. (1996). Na anemia devido a hemorragia aguda, o animal perde sangue na sua totalidade e a um ritmo elevado. O valor do hematócrito mantém-se normal durante um determinado período de tempo, até ocorrer um reajuste de fluidos, que passam do espaço extravascular para o espaço intravascular, revelando a anemia. Desta forma, a medição precoce do hematócrito pode subestimar a gravidade da anemia (Mitchell & Kruth, 2010). Apesar disto, estes animais podem manifestar sinais relacionados com a anemia/hipovolémia e necessitar de uma transfusão, ao mesmo tempo que apresentam, numa fase inicial, um hematócrito superior ao real. Dos cães avaliados no estudo e que receberam transfusões devido a hemorragia, 73,3 % apresentava uma perda aguda. Desta

forma, é possível que o hematócrito medido inicialmente apresente um valor falsamente elevado, traduzindo-se numa tendência para iniciar transfusões a valores de hematócrito mais elevados, o que justifica esta diferença.

Foi referido num estudo que a grande maioria dos cães com anemia hemolítica imunomediada (88%), quando são apresentados à consulta, apresentam um hematócrito inferior a 20 % (Klein, Dow & Rosychuk (1989), citado por Balch & Mackin, 2007b). Estes autores referem, adicionalmente, que a generalidade dos pacientes apresenta um hematócrito inferior ao intervalo de 15% a 20% (Klein, Dow & Rosychuk (1989), citado por Balch & Mackin, 2007a). No presente estudo, o valor médio do hematócrito antes da transfusão nos cães com anemia hemolítica, foi baixo (10,8%), o que está de acordo com o estudo supracitado. Embora não seja possível afirmar com certeza qual a razão por detrás deste facto, podem considerar-se diferentes hipóteses: O processo de hemólise pode ter ocorrido de forma fulminante, resultando numa descida rápida do hematócrito; o processo hemolítico pode ter sido relativamente insidioso (embora contínuo) o que permitiu uma adaptação por parte do animal até que se atingissem níveis críticos, com apresentação de sintomas; adicionalmente, é preciso ter em consideração que o discernimento do dono é crítico nestas situações e este pode não interpretar adequadamente os sintomas exibidos pelo animal, resultando numa apresentação tardia à consulta.

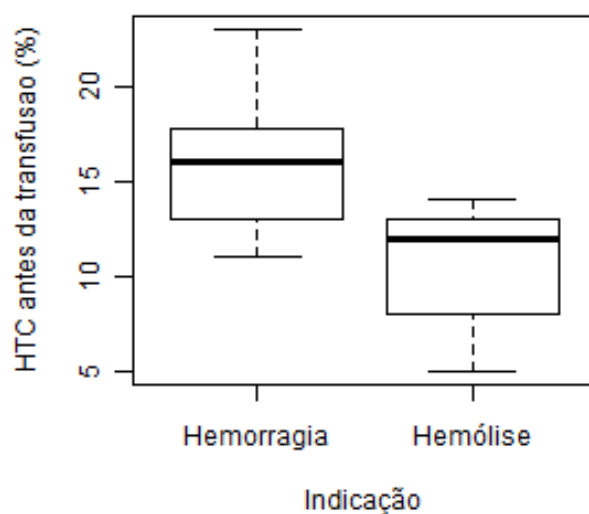
Tabela 9. Média do valor de hematócrito antes da transfusão em pacientes caninos, consoante a indicação para transfusão.

Causa	Média do hematócrito antes da transfusão	Desvio Padrão	N
Hemorragia	16,0%	3.65	20 *
Hemólise	10,8%	2.94	10
Anemia não regenerativa	20,0%	**	1

* Falta 1 valor de um cão que recebeu duas transfusões e cuja ficha da segunda transfusão foi perdida após a realização da mesma, impedindo a inclusão dos valores na base de dados.

** Uma vez que apenas 1 cão apresentava anemia não regenerativa, este caso não foi avaliado para fins estatísticos. A média do hematócrito antes da transfusão não é realmente uma média, mas apenas o valor de um animal, não apresentando desvio padrão.

Gráfico 2. Gráfico representativo do valor médio do hematócrito antes da transfusão, no grupo de cães com hemorragia e hemólise.



3.4.2. Gatos

No grupo de pacientes felinos, ao avaliar a média do valor de hematócrito antes da transfusão, para cada uma das causas, não se verificam diferenças estatisticamente significativas entre estes valores ($p=0,549$). Weingart et al. (2004), também não encontrou diferenças significativas no hematócrito pré-transfusão dos diferentes tipos de anemia em gatos. Apesar disto, no seu estudo, o grupo com perda de sangue aguda, apresentava um valor médio de hematócrito superior (18,1 %) ao grupo da eritropoiese ineficaz (12,1 %) (Weingart et al., 2004). Todos os gatos pertencentes ao grupo da hemorragia, avaliados no presente estudo, apresentavam anemia devido a perda de sangue aguda. Desta forma, é possível fazer a comparação entre ambos os estudos. Verifica-se que os resultados obtidos estão de acordo com o estudo de Weingart et al. (2004), sendo que os gatos com hemorragia aguda recebem transfusões com um valor de hematócrito superior (média de 13,5%) em relação aos gatos com eritropoiese ineficaz (12,0 %) (Tabela 10 e Gráfico 3). Da mesma forma que nos pacientes caninos, também o valor do hematócrito medido inicialmente nos casos de hemorragia aguda, pode não corresponder ao valor real, o que justifica este resultado. Muitas anemias não regenerativas são crônicas, o que permite que o paciente desenvolva mecanismos de compensação à medida que o hematócrito vai diminuindo. Desta forma, o animal pode não apresentar sinais relacionados com a anemia, não incentivando a realização da transfusão, ao mesmo tempo que o seu hematócrito apresenta valores muito reduzidos. Quando se decide iniciar uma transfusão neste grupo de animais, é frequente encontrar valores de hematócrito bastante baixos. Todos os gatos com

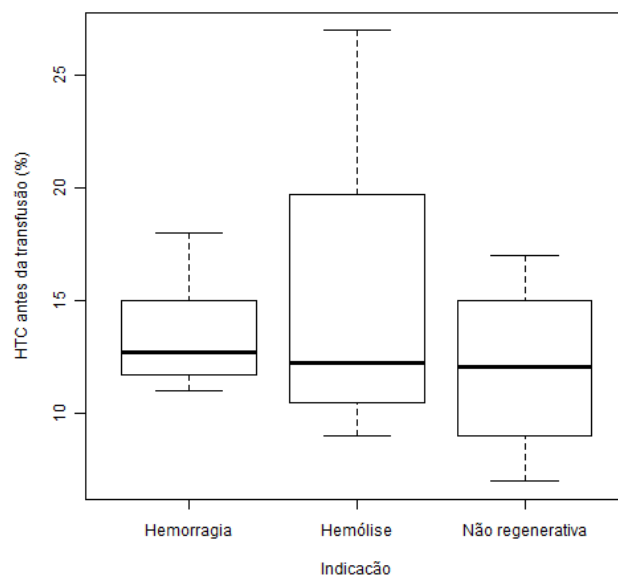
anemia não regenerativa presentes neste estudo, apresentavam uma anemia crónica, pelo que é possível que esta hipótese justifique os resultados obtidos.

O grupo de gatos com anemia devido a hemólise apresenta um hematócrito pré-transfusão relativamente alto, contrariamente ao que seria de esperar, pelas mesmas razões descritas atrás (página 50). No entanto, este grupo é constituído apenas por 2 pacientes e um total de 4 transfusões, pelo que as variações individuais podem influenciar este resultado (de salientar que o desvio padrão é bastante elevado).

Tabela 10. Média do valor de hematócrito antes da transfusão em pacientes felinos, consoante a indicação para transfusão.

Causa	Média do hematócrito antes da transfusão	Desvio Padrão	N
Hemorragia	13,5%	2,58	6
Hemólise	15,1%	8,07	4
Anemia não regenerativa	12,0%	3,59	8

Gráfico 3. Gráfico representativo do valor médio do hematócrito antes da transfusão, no grupo de gatos, de acordo com a indicação para transfusão.



3.5. Variação do valor médio do hematócrito em função do componente sanguíneo administrado

Neste caso particular, optou-se por realizar a análise estatística agrupando ambas as espécies, uma vez que o tamanho da amostra dividida por cães e gatos e, adicionalmente,

pelo componente administrado, torna-se muito pequena e, conseqüentemente, pouco representativa.

É importante mencionar que esta análise apresenta uma limitação que consiste no facto de os componentes sanguíneos administrados serem, geralmente, distintos conforme a espécie considerada. No banco de sangue do Hospital Veterinário do Porto, estavam disponíveis, com maior frequência, unidades de sangue total para administração a pacientes felinos e unidades de concentrado de eritrócitos para administração a pacientes caninos. No presente estudo, das 18 transfusões administradas a gatos, apenas uma foi realizada com concentrado de eritrócitos e das 32 transfusões realizadas em cães, apenas em duas foi utilizado sangue total. Este facto faz com que a análise seja influenciada pela espécie considerada, além de pelo tipo de componente administrado. Associada às espécies, também temos uma diferente prevalência das causas que levaram à transfusão, o que possivelmente irá influenciar a variação do valor de hematócrito. Tentou-se realizar a interpretação da análise estatística destas variáveis independentemente desta limitação, no entanto, e conseqüentemente, esta deve ser interpretada tendo em conta esta especificidade. Mais abaixo será realizada uma interpretação alternativa da variação do hematócrito em função da espécie considerada (página 59).

Como já foi mencionado acima, a monitorização do hematócrito dos animais que receberam transfusões era realizada às 3 horas e às 24 horas após o início de cada transfusão. Em 3 dos 10 animais que receberam mais do que uma transfusão, estas foram administradas antes da monitorização do hematócrito realizada às 24 horas da transfusão anterior. Embora o valor do hematócrito medido às 24 horas após o início da primeira transfusão tenha sido registado, este é influenciado pelo facto do animal ter recebido uma nova transfusão antes deste momento. Desta forma, para realizar a análise estatística, os valores de hematócrito calculados às 24 horas, correspondentes a estes animais, não foram considerados na análise.

É também necessário salientar que o número de casos (N) incluídos na análise estatística nem sempre corresponde à totalidade das transfusões efectuadas em cada uma das espécies. Por vezes, não foi possível registar o valor de alguns dos parâmetros monitorizados devido a diferentes razões: alguns animais faleceram ou foram submetidos a eutanásia antes da conclusão da monitorização da transfusão; outros animais deslocaram-se às instalações do Hospital Veterinário do Porto com o propósito específico de receber a transfusão. Estes animais não ficaram internados e a sua monitorização foi interrompida imediatamente após a realização da transfusão da unidade, altura em que os donos os vieram buscar; alguns animais receberam transfusões no período pré-operatório, antes de serem submetidos a intervenções cirúrgicas, pelo que não foi possível realizar a sua monitorização durante a intervenção cirúrgica e durante o período de recuperação pós-cirúrgico; adicionalmente, o estágio foi realizado num ambiente hospitalar com horários

definidos e com rotatividade pelos diferentes serviços, não tendo sido possível, por vezes, realizar o acompanhamento desejado dos casos incluídos no estudo, como consequência, alguns valores não foram registados por este motivo.

Ao analisar o valor médio do hematócrito dos animais que receberam sangue total em comparação com os que receberam concentrado de eritrócitos (Tabela 11), é possível verificar que não existem diferenças estatisticamente significativas na média do hematócrito antes da transfusão em função do componente administrado ($p=0,113$). Adicionalmente, não existem diferenças estatisticamente significativas na média do hematócrito avaliado às 24 horas pós-transfusão, em função do componente administrado ($p=0,514$). No entanto, existe uma diferença estatisticamente significativa entre a média do hematócrito avaliado às 3 horas após a transfusão, em função do componente ($p=0,012$).

Tabela 11. Valores médios de hematócrito dos animais que receberam unidades de sangue total e dos animais que receberam unidades de concentrado de eritrócitos, nos diferentes momentos monitorizados.

	Componente	Hematócrito	Desvio Padrão	N
Antes da transfusão	Concentrado de Eritrócitos	14,6%	4.25	30
	Sangue Total	13.1%	4.44	19
3 horas pós-transfusão	Concentrado de Eritrócitos	23.3%	6.66	16
	Sangue Total	17,5%	4.51	15
24 horas pós-transfusão	Concentrado de Eritrócitos	19,5%	4.65	16
	Sangue Total	18,7%	5.70	12

Passadas 3 horas após a administração da transfusão, os animais que receberam concentrado de eritrócitos apresentaram uma média de hematócrito superior (23.3%) em relação aos que receberam sangue total (17,5%). O hematócrito avaliado às 3 horas após a transfusão, revela uma subida do valor médio independentemente do componente, no entanto, esta é mais acentuada nos animais que receberam concentrado de eritrócitos (subida de 8,7%), do que naqueles que receberam sangue total (subida de 4,4 %).

Ao administrar uma transfusão de sangue total é normal que a subida inicial do hematócrito não seja tão acentuada, pois a unidade de sangue total possui uma maior quantidade de

plasma, comparativamente com a presente numa unidade de concentrado de eritrócitos, que é residual. De facto, a quantidade de eritrócitos e, consequentemente, a capacidade de aporte de oxigénio é igual entre ambos os componentes sanguíneos (Haldane et al., 2004). No entanto, enquanto que 1 ml/kg de concentrado de eritrócitos vai causar um aumento de 1% no hematócrito do paciente (Chiaramonte, 2004; Haldane et al., 2004), o mesmo aumento só é conseguido ao administrar-se 2 ml/kg de sangue total (Haldane et al., 2004; Helm & Knottenbelt, 2010). Desta forma, a subida inicial do hematócrito é superior quando se administra concentrado de eritrócitos.

Às 24 horas após a transfusão é possível verificar que, no geral, houve uma subida do hematócrito dos pacientes que receberam sangue total (subida de 1,2%), enquanto que, nos animais que receberam concentrado de eritrócitos, verificou-se uma descida do mesmo (descida de 3,8 %). Considerando a variação do valor do hematócrito independentemente do “factor espécie” (que será abordado posteriormente), estes valores podem ser justificados na medida em que, após a administração da unidade de sangue total, de forma a compensar o excesso de plasma administrado, ocorreu um reajuste de fluidos, com reposição da homeostasia hídrica (saída de fluido para o espaço extravascular e eliminação pela urina) o que permitiu o aumento do valor de hematócrito. Nos estudos realizados por Klaser et al. (2005) e Castellanos et al. (2004) não foram encontradas quaisquer diferenças no valor de hematócrito pós-transfusão entre gatos que receberam sangue total e gatos que receberam concentrado de eritrócitos. No entanto, no estudo de Klaser et al. (2005), os hematócritos foram avaliados num período compreendido entre as 2 horas e as 24 horas após a transfusão, não tendo sido especificado o momento em que ocorreu esta avaliação. Caso a maioria dos animais tenha sido avaliado próximo das 24 horas, é compreensível que já não se encontrem diferenças significativas entre os 2 grupos. O mesmo aconteceria no presente estudo, caso se avaliasse exclusivamente os valores de hematócrito 24 horas após a administração da transfusão. No caso de Castellanos et al. (2004), as medições do hematócrito pós-transfusão foram efectuadas às 24 horas após a administração da mesma, pelo que se aplica a mesma justificação dada acima.

3.6. Variação do valor médio do hematócrito em função da causa ou indicação para transfusão

Com o objectivo de analisar a evolução do valor do hematócrito às 3 horas e 24 horas após o início da transfusão, foi calculada a média do hematócrito pré-transfusão para cada grupo de anemia e para cada espécie e, posteriormente, foi calculada a diferença entre esta e as médias do hematócrito pós-transfusão avaliado às 3 horas e 24 horas. Tal como na análise realizada acima, os valores de hematócrito das 24 horas dos 3 animais que receberam uma transfusão adicional antes deste período, foram removidos.

3.6.1.Cães

No grupo de cães que apresentava anemia devido a hemorragia verificou-se uma subida do valor do hematócrito quer às 3 horas, quer às 24 horas após o início da transfusão, ambas significativas ($p<0,05$). Desta forma e comparativamente ao valor registado antes da transfusão, 3 horas após o início da mesma ocorreu uma subida média de 7,7% do hematócrito, enquanto que, passadas 24 horas, verificou-se uma subida média de 4,5%.

No grupo de cães que apresentavam anemia devido a hemólise, as diferenças entre a média do hematócrito antes da transfusão e a avaliada às 3 horas ($p=0,5$) e às 24 horas ($p=0,5$) após a transfusão, não são estatisticamente significativas. Neste grupo, às 3 horas após a transfusão houve uma subida média de 4,5% do valor do hematócrito, enquanto que às 24 horas após a transfusão verificou-se uma subida média de 8,3% do valor do hematócrito. Uma vez que apenas um cão apresentava anemia devido a eritropoiese ineficaz, este não foi avaliado sob o ponto de vista estatístico.

Comparando o grupo de cães que apresentava hemorragia com aquele que apresentava hemólise, não foi encontrada uma diferença estatisticamente significativa entre a subida média do hematócrito de cada grupo às 3 horas após a transfusão ($p = 0,524$) (Gráfico 4), nem às 24 horas após a transfusão ($p=0,350$) (Gráfico 5). Neste estudo, a evolução do valor do hematócrito após transfusão não é significativamente diferente conforme a causa.

Gráfico 4. Gráfico representativo da variação do valor de hematócrito às 3 horas após transfusão no grupo de pacientes caninos com hemorragia e com hemólise.

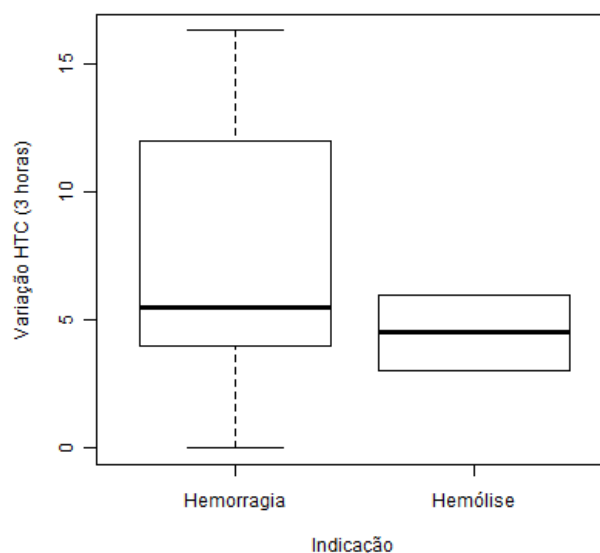
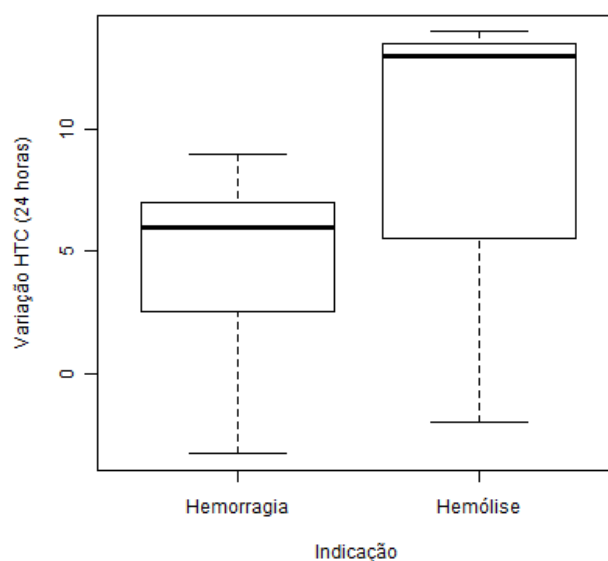


Gráfico 5. Gráfico representativo da variação do valor de hematócrito às 24 horas após transfusão no grupo de pacientes caninos com hemorragia e com hemólise.



No entanto, é possível fazer uma análise crítica dos valores obtidos. Seria expectável que o valor médio de hematócrito após a transfusão dos pacientes com hemorragia apresentasse uma subida superior àquele dos animais com hemólise, uma vez que o processo de hemorragia seria, em princípio, mais facilmente controlado (por exemplo através de uma cirurgia) do que uma anemia hemolítica, particularmente se considerarmos que, em 80% dos cães que apresentavam hemólise neste estudo, não foi encontrada uma doença secundária para a qual poderia ser instituído um tratamento objectivo.

Ao analisar o gráfico e os valores médios da evolução do hematócrito às 3 horas após a transfusão é possível verificar que, de facto, há uma subida mais acentuada no hematócrito do grupo de animais com hemorragia. No entanto, às 24 horas após o início da transfusão verifica-se exactamente o contrário, sendo que o grupo de cães com anemia devido a hemólise apresenta uma subida mais acentuada comparativamente com o grupo de cães com hemorragia. Uma possível razão poderá ter sido a dificuldade no controlo da hemorragia, que levou a uma perda contínua de sangue, o que impediu a subida do hematócrito às 24 horas. Por outro lado, também é preciso ter em conta que o reduzido tamanho da amostra pode tornar os resultados pouco representativos. Adicionalmente, a tendência descrita acima, para administrar transfusões de sangue a cães com hemorragia a valores de hematócrito mais elevados pode influenciar este resultado. O reajuste de fluidos ocorre apenas passadas algumas horas, pelo que antes da transfusão e mesmo às 3 horas após a mesma, o valor do hematócrito pode ainda encontrar-se inflacionado. Desta forma, às 24 horas após a transfusão pode ocorrer uma descida “não esperada” do valor de hematócrito, uma vez que, numa fase inicial, o valor do hematócrito pode ter sido sobrestimado.

3.6.2. Gatos

No grupo de gatos que apresentavam anemia devido a hemorragia, a diferença entre a média do hematócrito antes da transfusão e a obtida às 3 horas após administração da mesma, não é estatisticamente significativa ($p=0,125$). Às 24 horas esta diferença também não demonstrou ser significativa ($p=0,25$). Comparativamente com o valor do hematócrito medido antes da transfusão, às 3 horas houve uma subida na média do hematócrito de 5,2%. Às 24 horas houve também uma subida de 6,5%.

No grupo de gatos com anemia devido a hemólise, as diferenças entre a média do hematócrito antes da transfusão e a avaliada às 3 horas ($p=0,451$) e às 24 horas ($p=0,437$) pós transfusão, não são estatisticamente significativas. Às 3 horas após a transfusão houve uma subida de 4,8%. Às 24 horas após a transfusão verificou-se uma subida de 2,8%.

No grupo de gatos que apresentam anemia não regenerativa, a diferença entre a média do hematócrito antes da transfusão e a obtida às 3 horas após administração da mesma, não é estatisticamente significativa ($p=0,06$). No entanto, às 24 horas esta diferença já é significativa ($p< 0,05$). Comparativamente com o valor do hematócrito medido antes da transfusão, às 3 horas houve uma subida na média do hematócrito de 2,97%. Às 24 horas houve também uma subida de 4,1%.

Nesta espécie verificou-se não existirem diferenças significativas na variação do hematócrito, quer às 3 horas ($p=0,489$) quer às 24 horas ($p=0,4$) após a transfusão, consoante as diferentes causas (Gráfico 6 e Gráfico 7).

Gráfico 6. Gráfico representativo da evolução do valor de hematócrito às 3 horas após transfusão no grupo de pacientes felinos com hemorragia, hemólise e anemia não regenerativa.

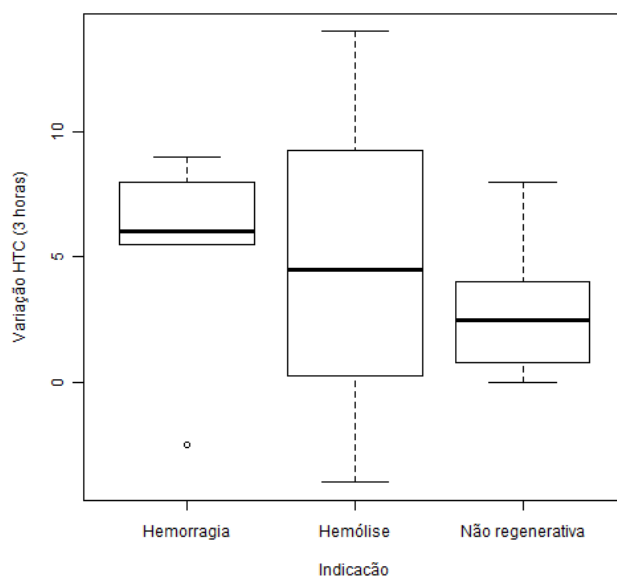
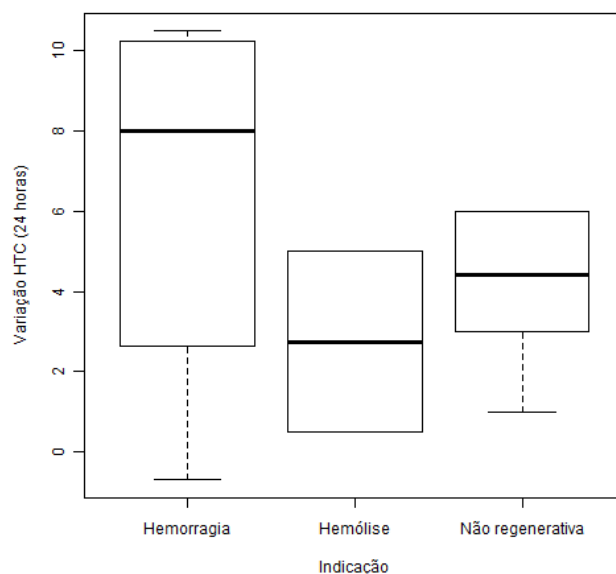


Gráfico 7. Gráfico representativo da evolução do valor de hematócrito às 24 horas após transfusão no grupo de pacientes felinos com hemorragia, hemólise e anemia não regenerativa.



Nesta espécie, o grupo com hemorragia apresentou a subida mais acentuada de hematócrito quer às 3 horas, quer às 24 horas após a transfusão. Este facto seria expectável pelas mesmas razões descritas acima, assumindo que houve um controlo eficaz da causa que levou à hemorragia.

Em ambas as espécies, os resultados demonstram que, qualquer que fosse a causa da anemia ou a espécie considerada, a maioria dos animais apresenta uma subida do hematócrito, quer às 3 horas, quer às 24 horas após a transfusão.

Ao avaliar-se a evolução do valor médio do hematócrito em cada espécie, independentemente da causa, verifica-se que a média do hematócrito pré-transfusão é superior em cães (14,5%), quando em comparação com os gatos (13,2%). Este resultado pode dever-se ao facto de os gatos apresentarem uma maior tolerância à anemia quando comparados com os cães. Isto resulta da particularidade que a hemoglobina felina apresenta de possuir uma baixa afinidade natural para o oxigénio, o que leva à apresentação de sinais clínicos e à necessidade de realizar uma transfusão a valores de hematócritos mais baixos nesta espécie (Gruffydd-Jones, 2010). No entanto, é preciso reiterar que o pequeno tamanho da amostra é passível de influenciar os resultados obtidos. Outro achado foi o de os cães apresentarem um hematócrito médio pós-transfusão mais elevado quando comparados com os gatos, tanto às 3 horas como às 24 horas pós transfusão. Este resultado pode ser justificado por diferentes razões. Um factor a ter em conta consiste nos valores de referência do hematócrito serem superiores em cães (39% a 56 %) relativamente a gatos (28% a 49%) (Auto Hematology Analyzer BC-2800Vet,

Mindray). Por outro lado, uma vez que os gatos, como mencionado acima, podem receber transfusões a valores de hematócrito mais baixos, é de esperar que não apresentem um valor de hematócrito pós-transfusão equivalente ao dos cães, que apresentam um hematócrito pré-transfusional mais elevado.

3.7. Número de transfusões realizadas por animal

Dos 34 animais presentes no estudo, 24 receberam uma transfusão, 7 receberam duas, 1 recebeu três, 1 recebeu quatro e 1 recebeu cinco, perfazendo um total de 50 transfusões. Desta forma, de todos os animais que receberam transfusões, 10 receberam mais do que uma. A maioria dos animais presentes neste estudo (70,6%) recebeu apenas uma transfusão.

É possível observar que, na totalidade dos animais, o grupo de cães e gatos que apresentava hemorragia recebeu o maior número de transfusões (Tabela 12).

Tabela 12. Número de transfusões administradas à população total, em função da indicação para transfusão.

Causa	Número total de transfusões efectuadas	
	FA	FR
Hemorragia	27	54%
Hemólise	14	28%
Não regenerativa	9	18%
Total	50	100%

Isto deve-se, provavelmente, ao facto deste grupo apresentar um número significativamente maior de animais (20 animais, correspondente a 58,8% do total da amostra), o que influencia o número total de transfusões. Outra possível razão poderá ser a incapacidade de controlar a hemorragia que se desenvolveu, levando a uma perda contínua de eritrócitos e à necessidade de realização de transfusões adicionais.

Num estudo realizado em cães com anemia hemolítica imunomediada idiopática, o número de transfusões recebidas por um animal foi determinado como um indicador de prognóstico negativo, sendo que, quanto maior o número de transfusões recebidas, mais reservado é o prognóstico (Piek et al. (2008), citado por Mitchell & Kruth, 2010). Apesar do estudo ter sido realizado em animais com uma doença específica (anemia hemolítica imunomediada

idiopática), tentou-se aplicar a mesma hipótese, de forma mais abrangente, incluindo todos os animais presentes neste estudo. No entanto, neste estudo, não foi encontrada uma relação estatisticamente significativa entre os animais que receberam mais do que uma transfusão e aqueles que não sobreviveram ($p=0,565$). Compreende-se que este mau prognóstico pode não reflectir o efeito da transfusão em si, mas ser consequência da gravidade da doença. Um animal que necessite de múltiplas transfusões, reflecte uma doença que causa uma contínua diminuição do hematócrito de difícil controlo e, como tal, apresenta um prognóstico mais reservado. Embora o pequeno número de animais representados neste estudo seja uma possível razão para a discordância de resultados entre os dois estudos, já foram publicados outros artigos onde os autores referem uma ausência da relação negativa entre um maior número de transfusões administradas e o prognóstico (Burgess, Moore, Rand & Cotter, 2000).

Quando relacionamos a causa da anemia com o número de transfusões recebidas verifica-se que não existe uma relação estatisticamente significativa entre a causa e o número de transfusões realizadas ($p=0,342$).

3.7.1. Cães

Ao avaliar o número de transfusões realizadas em cada grupo de cães conclui-se que, em todos os grupos, a maioria dos animais recebeu apenas uma transfusão (Tabela 13). Ao analisar-se a percentagem de transfusões múltiplas (definidas no presente estudo como mais do que uma transfusão por animal) verifica-se que os pacientes com hemólise foram aqueles que apresentaram a percentagem mais elevada de transfusões múltiplas. Dos 5 pacientes com anemia devido a hemólise, 40 % receberam mais do que uma transfusão.

Tabela 13. Percentagem de cães que receberam transfusões múltiplas ou uma única transfusão, em função da indicação para transfusão.

Causa	>1	1	FR Total	FA total
Hemorragia	26,7%	73,3%	100%	15
Hemólise	40,0%	60,0%	100%	5
Não produção	0%	100%	100%	1

Legenda da tabela: >1: administrada mais que 1 transfusão; 1: administrada 1 transfusão

A maioria dos pacientes caninos com anemia hemolítica imunomediada necessita de terapia transfusional e já anteriormente foi descrita a tendência destes pacientes para receberem transfusões múltiplas (Burgess et al., 2000; Weinkle et al., 2005). Este facto pode estar

relacionado com a dificuldade que existe em controlar de forma eficaz esta doença, particularmente a anemia hemolítica auto-imune ou idiopática, o que leva a flutuações no hematócrito dos pacientes e à eventual necessidade de realizar transfusões adicionais. Dos 5 cães com anemia devido a hemólise, suspeitava-se que 4 (80%) apresentavam anemia hemolítica imunomediada idiopática, pelo que é possível correlacionar os estudos.

3.7.2. Gatos

Na população felina, a causa que apresenta um maior número de transfusões múltiplas é, à semelhança da população canina, a anemia devido a hemólise (Tabela 14). No estudo de Weingart et al. (2004), sobre transfusões de sangue em gatos, embora a maioria dos pacientes tenha recebido transfusões devido a perda de sangue, a maioria das transfusões (52,3%) foram administradas a animais com alterações da eritropoiese. Um outro estudo sobre transfusões múltiplas em gatos, definidas como 3 ou mais transfusões por animal, determinou a eritropoiese ineficaz como principal indicação para estas transfusões (Roux et al., 2008). Mesmo que no actual estudo se aplique o mesmo critério à população felina e se defina transfusões múltiplas como 3 ou mais transfusões por animal, a anemia por hemólise surge como a principal indicação.

Neste estudo, os resultados obtidos não estão de acordo com os autores acima referidos. Uma possível justificação para esta divergência poderá ser o reduzido tamanho da amostra, particularmente se considerarmos que apenas 2 gatos apresentavam anemia devido a hemólise. Outra justificação poderá ser as limitações económicas dos proprietários, nomeadamente no grupo de felinos com anemia não regenerativa. Estes animais podem necessitar de receber transfusões de forma crónica e muitos proprietários não têm essa possibilidade financeira. Além disto, também é preciso ter em conta que, uma vez que o estágio teve uma duração de 6 meses, não houve a possibilidade de realizar o posterior acompanhamento de alguns casos. Alguns dos animais com eritropoiese ineficaz podem ter recebido transfusões adicionais após o término do estágio curricular.

Tabela 14. Percentagem de gatos que receberam transfusões múltiplas ou uma única transfusão, em função da indicação para transfusão.

Causa	>1	1	FR Total	FA total
Hemorragia	20,0%	80,0%	100%	5
Hemólise	50,0%	50,0%	100%	2
Não produção	33,3%	66,7%	100%	6

3.8. Reacções transfusionais

Dos 34 animais avaliados neste estudo, aos quais foi administrado um total de 50 transfusões, registaram-se reacções transfusionais em 3 animais, o que perfaz uma incidência de reacções transfusionais de 6% na população total (Tabela 15). Das reacções transfusionais registadas, 2 ocorreram em gatos e 1 num cão. Isto perfaz uma incidência de 3,1% de reacções transfusionais na população canina e de 11,1% na população felina. As reacções transfusionais documentadas incluíram 1 episódio de hipersialia, 1 episódio de vômito e 1 de pirexia. Todas as reacções foram transitórias e os 3 animais sobreviveram e obtiveram alta hospitalar.

É importante referir que as fichas clínicas destes três animais foram analisadas de forma a verificar se houve introdução de uma nova medicação na altura da reacção, susceptível de induzir os sintomas verificados, ou se estes sintomas já haviam ocorrido antes da transfusão. Em todos estes três casos, não se verificou nenhuma das hipóteses mencionadas acima, pelo que se acredita que as reacções observadas tenham sido realmente reacções transfusionais.

Tabela 15. Prevalência e tipo de reacções transfusionais nos animais avaliados no estudo.

Espécie	Nº de transfusões	FA de Reacções transfusionais	FR
Felídeos	18	2 (hipersialia e vômito)	11,1%
Canídeos	32	1 (pirexia)	3,1%
Total	50	3	6%

3.8.1. Cães

O episódio de pirexia ocorreu num paciente canino e consistiu num aumento de temperatura superior a 1°C, nos 20 minutos após o início da administração da transfusão. A temperatura aumentou de 38,5°C para 39,7°C aos 20 minutos após a primeira e única transfusão deste animal. A ocorrência de febre associada à administração de uma transfusão exige cautela e investigação, uma vez que a febre pode surgir como um sinal inicial em casos de reacções hemolíticas agudas ou contaminação bacteriana das unidades de sangue. Esta reacção é compatível com uma reacção febril não hemolítica, uma vez que o animal não apresentava outros sinais, como hemoglobinúria e soro hemolisado, compatíveis com uma reacção hemolítica, a qual pode também apresentar um quadro de pirexia. Além deste facto, o

hematócrito do paciente registou uma subida de 6% às 3 horas após o início da transfusão e o animal acabou por ter alta no próprio dia. Caso se tratasse de uma reacção hemolítica aguda seria expectável um quadro mais grave e, provavelmente, não haveria uma subida tão acentuada do hematócrito.

A contaminação bacteriana das unidades de sangue e posterior administração ao paciente, também pode induzir um quadro febril. No entanto, todas as precauções foram tomadas durante a recolha, armazenamento e administração do componente, de forma a evitar os factores de risco que contribuem para a contaminação bacteriana. A unidade de concentrado de eritrócitos foi administrada 11 dias após a colheita e o tempo de duração da administração foi inferior a 4 horas, tendo demorado 1 hora e 53 minutos. A unidade não apresentava quaisquer indícios macroscópicos de contaminação bacteriana, além de que todas as unidades de concentrado de eritrócitos apresentavam culturas negativas. Adicionalmente, não foram registados quaisquer sinais clínicos compatíveis com uma possível reacção alérgica. A incidência de reacções transfusionais registada na população canina do presente estudo é baixa (3,1%), à semelhança da obtida por diversos outros estudos (Kerl & Hohenhaus, 1993; Callan et al., 1996; Harrell et al., 1997b).

3.8.2. Gatos

Os episódios de vômito e hipersialia ocorreram em gatos, 20 minutos e 4 horas após o início da transfusão, respectivamente. De acordo com Griot-Wenk & Giger (1995), a ocorrência de vômito associada a uma transfusão é comum e pode estar relacionada com a ingestão de alimento por parte do animal durante o processo. De facto, Barfield & Adamantos (2011) recomendam realizar jejum em pacientes felinos, 6 horas antes do início da transfusão. O vômito representa também um dos possíveis sintomas presentes numa reacção de hipersensibilidade, a qual ocorre precocemente, geralmente durante os primeiros 45 minutos após início da transfusão (Prittie, 2003; Chiaramonte, 2004). Estas reacções podem variar de ligeiras até muito graves e, considerando que o vômito ocorreu 20 minutos após o início da transfusão, é possível que se tenha tratado de uma reacção de hipersensibilidade ligeira. De referir que o vômito também faz parte da sintomatologia associada às reacções hemolíticas agudas. No entanto, além de a gravidade e carácter transitório do presente quadro não ser compatível com uma reacção hemolítica aguda, o soro do paciente foi analisado, bem como a sua urina, e verificou-se a ausência de hemólise do soro e hemoglobinúria. Além disto, o seu hematócrito registou uma subida às 3 horas e 24 horas após a realização da transfusão. Uma vez que os sinais associados a este tipo de reacção desenvolvem-se, geralmente, nos primeiros minutos ou horas após o início da transfusão (Giger et al., 1995), seria de esperar que a hemólise não permitisse esta tendência de aumento do valor do hematócrito. O paciente também não desenvolveu um quadro febril,

compatível com uma reacção febril não hemolítica ou uma possível contaminação bacteriana da unidade de sangue.

O paciente que exibia hipersíalia também não apresentava um quadro febril, nem evidências de hemólise no soro ou hemoglobinúria. A hipersíalia pode estar associada a náusea (Abrams – Ogg, 2000) e é descrita como sintoma nas reacções alérgicas e nas reacções hemolíticas agudas. Esta foi a única alteração registada neste paciente e o seu hematócrito aumentou e manteve-se estável 24 horas após a transfusão. Adicionalmente, o paciente apresentava-se estável e recebeu alta. Por este motivo, suspeita-se que a hipersíalia tenha surgido como consequência de uma reacção de hipersensibilidade ligeira. No caso particular dos pacientes felinos, a incidência de reacções transfusionais é mais elevada do que o esperado. Weingart et al. (2004) refere uma percentagem de 1,2 % de reacções transfusionais, enquanto que Castellanos et al. (2004) verificou uma incidência de reacções transfusionais de aproximadamente 3,2 %. O facto de este estudo apresentar uma frequência de reacções transfusionais na população felina superior, 11,1%, deve-se provavelmente ao pequeno tamanho da amostra.

3.9. Percentagem de sobrevivência

A duração média do período de hospitalização foi de 9 dias, com um intervalo de compreendido entre os 0 e os 127 dias. No grupo de cães que receberam transfusões, o tempo de internamento médio foi de 12 dias, com um mínimo inferior a 24 horas e um máximo de 127 dias. O grupo de gatos apresentou um tempo de internamento médio de 5 dias, em que o período mínimo de hospitalização foi inferior a 24 horas e o máximo foi de 17 dias.

Do total de animais que receberam transfusões 67,6% tiveram alta e 32,4% não sobreviveram. Destes, 20,6 % faleceram e 11,8 % foram sujeitos a eutanásia (Tabela 16). No caso da população canina, a percentagem de pacientes que receberam transfusões e obtiveram alta hospitalar foi de 66,7%, no caso da população felina, foi de 69,2% (Tabela 17). A percentagem de pacientes que receberam transfusões e sobreviveram está de acordo com os valores obtidos noutros estudos efectuados sobre o mesmo parâmetro, em que a percentagem de animais sobreviventes, cães e gatos, tende a aproximar-se de 60% (Callan et al., 1996; Weingart et al., 2004; Klaser et al., 2005; Roux et al., 2008).

No total dos animais, no período de 24 horas após terem recebido a transfusão a taxa de sobrevivência é 90,6 %, em que apenas se fez a eutanásia de 2 animais e 1 faleceu. Embora próximos, este valor é ligeiramente mais elevado do que aquele obtido por Weingart et al. (2004), no mesmo período de tempo (84%). De referir que a doença subjacente, que levou à realização da transfusão, é o principal indicador de prognóstico nestes casos (Roux et al., 2008; Barfield & Adamantos, 2011). Ao analisar a taxa de sobrevivência de acordo com a causa que levou à anemia, observamos que não existem diferenças estatisticamente

significativas na taxa de sobrevivência, seja em canídeos ($p=0,312$) seja em felídeos ($p=0,494$) em função da causa.

Tabela 16. Percentagem de sobrevivência da população total em estudo.

	FA	FR
Alta	23	67,6%
Falecimento	7	20,6%
Eutanásia	4	11,8%
Total	34	100%

Tabela 17. Percentagem de sobrevivência dos cães e gatos avaliados no estudo.

Espécie	Sobrevivência	FA	FR
Canídeo	Alta	14	66,7%
	Falecimento	5	23,8%
	Eutanásia	2	9,5%
	Total	21	100%
Felídeo	Alta	9	69,2%
	Falecimento	2	15,4%
	Eutanásia	2	15,4%
	Total	13	100%

3.10. Tempo de armazenamento

No Hospital Veterinário do Porto as unidades de sangue total eram conservadas utilizando a solução anticoagulante CPDA-1. Segundo a bibliografia consultada, o CPDA-1 permite o armazenamento das unidades durante um período de 35 dias (Haldane et al., 2004). Estas unidades, bem como as de concentrado de eritrócitos, eram mantidas no frigorífico a uma temperatura entre 4°C e 6°C, o que está de acordo com a bibliografia (Lanevski & Wardrop, 2001). Ao analisar-se a Tabela 18, verifica-se que o tempo máximo de armazenamento de uma unidade de sangue total foi de 30 dias, período que se encontra dentro do limite determinado.

Para as unidades de concentrado de eritrócitos era utilizado o anticoagulante CPDA em conjunto com a solução aditiva SAG-M, a qual é constituída por cloreto de sódio, adenina, glicose e manitol. As soluções aditivas permitem a preservação das unidades de concentrado de eritrócitos por um período de cerca de 35 a 42 dias, segundo estudos

realizados utilizando sangue humano (Lucas et al., 2004). O período de armazenamento máximo destas unidades foi de 38 dias, o que se encontra dentro dos limites descritos. Não existem diferenças estatisticamente significativas no tempo de armazenamento em função dos componentes administrados ($p= 0,285$). No entanto, verifica-se que, em média, o tempo de armazenamento das unidades de sangue total é inferior ao das unidades de concentrado de eritrócitos. Isto significa que as unidades de sangue total são utilizadas mais rapidamente após a colheita. Esta diferença pode estar relacionada com o facto de, no banco de sangue do Hospital Veterinário do Porto existir um número inferior de unidades de sangue total disponíveis (produto utilizado primariamente em gatos). Como tal, as unidades de sangue total seriam armazenadas por um período de tempo inferior (inclusivamente, por vezes, as recolhas de sangue para administração como sangue total eram efectuadas no dia anterior ou mesmo no próprio dia da transfusão). Adicionalmente, no caso dos pacientes caninos, o sangue total era administrado em situações mais urgentes, geralmente nas primeiras 24 horas após a recolha. Caso contrário, este era processado e posteriormente armazenado como concentrado de eritrócitos.

Tabela 18. Tempo de armazenamento das unidades de sangue total e concentrado de eritrócitos.

Componente	Tempo de armazenamento (dias)				
	Média	Mínimo	Máximo	Desvio Padrão	N
Concentrado de eritrócitos	13,1	1	38	11,28	29
Sangue Total	6,7	0	30	7,43	18

3.11. Tempo de duração da transfusão

A transfusão de sangue total e concentrado de eritrócitos deve ser realizada no período máximo de 4 horas, de forma a reduzir o risco de proliferação bacteriana e também garantir a transfusão de componentes sanguíneos funcionais (Weinstein, 2010). Todas as transfusões realizadas cumpriram este critério com a excepção de um caso, em que o tempo de transfusão foi de 4 horas e 42 m. A realização da transfusão neste paciente em particular foi complicada pelo facto deste se movimentar constantemente no interior da jaula, o que causava o enrolar do sistema de infusão e consequente obstrução do mesmo. Durante a transfusão deste paciente houve a necessidade de desenrolar o sistema de infusão por diversas vezes, o que aumentou o período de administração da mesma.

Em média, a duração da transfusão das unidades de concentrado de eritrócitos foi ligeiramente superior àquela das unidades de sangue total (Tabela 19), no entanto não existem diferenças estatisticamente significativas na duração da transfusão em função dos

componentes administrados ($p = 0,112$). O facto da duração da transfusão ser ligeiramente superior no caso das unidades de concentrado de eritrócitos pode dever-se à maior viscosidade apresentada por este produto. Geralmente, de forma a diminuir a sua viscosidade e permitir a manutenção de um tempo de infusão adequado, é adicionado às unidades de concentrado de eritrócitos cloreto de sódio a 0,9% (Chiaramonte, 2004; Hohenhaus, 2005). Neste caso isto não foi necessário, uma vez que foi adicionada uma solução aditiva, a qual permite um bom ritmo de infusão e elimina a necessidade de realizar a diluição com cloreto de sódio (Lucas et al., 2004). Embora a solução aditiva permita uma diluição adequada, este produto pode continuar a apresentar uma viscosidade superior à do sangue total, o que justifica o tempo de infusão ligeiramente superior. Outra possível justificação recai no pequeno tamanho da amostra, que pode dar origem a dados pouco representativos.

Tabela 19. Tempo de duração da transfusão das unidades de sangue total e concentrado de eritrócitos.

Componente	Duração da Transfusão				
	Média	Mínimo	Máximo	Desvio Padrão	N
Concentrado de eritrócitos	2 h 36 m	60 m	4 h 42 m	48,57 m	15
Sangue Total	2 h 06 m	45 m	3 h 18 m	46,69 m	13

3.12. Monitorização de parâmetros

No presente estudo foram escolhidos diversos parâmetros que seriam monitorizados em todos os cães e gatos que recebessem transfusões de sangue total ou concentrado de eritrócitos. Alguns destes parâmetros são considerados sinais clínicos associados à anemia, desta forma, procurou-se realizar uma análise da sua evolução ao longo do tempo com o objectivo de avaliar a recuperação dos pacientes. Estes parâmetros foram avaliados e registados antes do início da transfusão e aos 20 minutos, 1 hora, 2 horas, 3 horas e 24 horas após o início da mesma. Não foi realizada uma avaliação da evolução da pressão arterial nem da temperatura rectal. A razão para esta decisão prende-se com a grande variedade de afecções presentes neste estudo, as quais apresentam distintas manifestações clínicas que influenciam estes parâmetros. Ao avaliar cada uma destas isoladamente, a amostra tornar-se-ia insuficiente para dela tirar ilações significativas.

3.12.1. Frequência Cardíaca

A frequência cardíaca constituiu um dos parâmetros monitorizados. Foi possível observar que, em comparação com os valores obtidos antes da transfusão, houve uma tendência

para a diminuição da frequência cardíaca ao longo do período de monitorização (Gráfico 8). Este resultado está de acordo com o esperado e descrito na bibliografia consultada. Quando o aporte de oxigénio de um paciente anémico fica comprometido, ao ponto de já não ser possível satisfazer as necessidades metabólicas dos tecidos, eventualmente, desenvolver-se-á hipóxia e anóxia tecidular. Existem diferentes mecanismos de compensação que podem ser activados num paciente que apresenta anemia, com o objectivo de manter uma correcta oxigenação tecidular. Um destes mecanismos compensatórios consiste num aumento do débito cardíaco, o qual é conseguido através de um aumento da pré-carga, diminuição da pós-carga, aumento da contractilidade cardíaca e também da frequência cardíaca. O aumento da contractilidade e da frequência cardíaca resulta da activação do sistema nervoso simpático (Abrams-Ogg, 2010). Desta forma, um paciente anémico apresenta, geralmente, uma taquicardia compensatória. É esperado que, após a administração de uma transfusão, ocorra uma normalização da frequência cardíaca.

Gráfico 8. Gráfico representativo da variação dos valores médios da frequência cardíaca em cães e gatos, comparativamente com o valor médio obtido antes da transfusão.

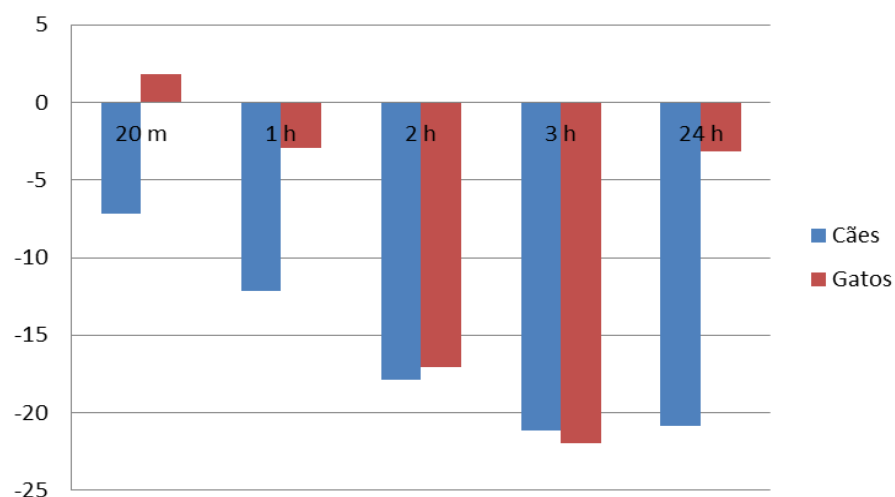


Tabela 20. Variação dos valores médios da frequência cardíaca em cães, comparativamente com o valor médio obtido antes da transfusão.

Período de monitorização após início da transfusão	Variação da frequência cardíaca (bpm)	Desvio padrão (bpm)	N
20 minutos	-7,2	23,26	26
1 hora	-12,2	24,90	20
2 horas	-17,9	29,64	20
3 horas	-21,2	35,29	18
24 horas	-20,8	42,59	11

Tabela 21. Variação dos valores médios da frequência cardíaca em gatos, comparativamente com o valor médio obtido antes da transfusão.

Período de monitorização após início da transfusão	Variação da frequência cardíaca (bpm)	Desvio padrão (bpm)	N
20 minutos	1,80	11,12	15
1 hora	-2,93	22,12	15
2 horas	-17,1	35,24	15
3 horas	-22,0	36,83	12
24 horas	-3,2	29,31	10

Os valores do desvio padrão são elevados (Tabela 20 e Tabela 21), isto significa que existe uma grande variabilidade nos valores registados e, conseqüentemente, uma sobredispersão dos dados. De referir que, aos 20 minutos após o início da transfusão, na população de pacientes felinos, há um pequeno aumento do valor da frequência cardíaca, em relação ao valor registado inicialmente. No entanto, este valor é pequeno (1,8 bpm) e pode ser justificado pelo tamanho reduzido da amostra (apenas 13 gatos). Por outro lado, é importante ter em consideração a susceptibilidade dos gatos ao stress, o que pode causar um aumento da frequência cardíaca. Aos 20 minutos após o início da transfusão, depois de terem sido manipulados para a colocação do catéter e realização da própria transfusão, os

animais são geralmente colocados na jaula e são efectuadas medições de temperatura, pressão sanguínea, entre outras, o que contribui para o aumento do stress neste período inicial e pode justificar os valores obtidos.

Uma vez que a bibliografia descreve a taquicardia como um sinal associado à anemia e, como mencionado acima, é esperado que a frequência cardíaca normalize ou, pelo menos, diminuía após a transfusão, foi avaliada a percentagem de animais que exibiam taquicardia ao longo do tempo (Tabela 22 e Tabela 23). Os valores de referência da frequência cardíaca utilizados em cães foram de 70 a 160 batimentos por minuto (bpm) em cães adultos, 60 a 140 bpm em raças gigantes, até 180 bpm em raças *toy* e até 220 bpm em cachorros. Em gatos o valor de referência foi de até 240 bpm (Côté & Ettinger, 2005). Ao observar os resultados nota-se que, embora exista uma variação, nem sempre decrescente, ao longo do tempo, a percentagem de animais (de ambas as espécies) que exibiam taquicardia é sempre mais elevada no momento pré-transfusão. Desta forma, ao longo da monitorização da transfusão, a percentagem de cães e gatos com taquicardia nunca é tão elevada como no momento antes da transfusão. Este resultado está de acordo com o esperado. O facto da percentagem de animais com taquicardia não ser constantemente decrescente à medida que se realizam as sucessivas monitorizações pode ser justificado pelo pequeno tamanho da amostra e pela gravidade da anemia, que pode resultar numa persistência ou reaparecimento da taquicardia em determinados animais. É importante referir que a frequência cardíaca foi medida em períodos isolados nos quais houve manipulação dos animais e, conseqüentemente, aumento do stress, factor particularmente importante em gatos. Este factor também contribuiu para a variabilidade dos valores da frequência cardíaca. Idealmente, os animais estariam permanentemente monitorizados e a frequência cardíaca, bem como os outros parâmetros, seriam avaliados sem recorrer à manipulação. O grupo de cães, comparativamente com a população felina, apresenta uma maior percentagem de animais com taquicardia no período antes da transfusão. Uma possível justificação para este resultado consiste no facto dos gatos tolerarem a anemia particularmente bem (principalmente a anemia crónica), começando a exibir sinais clínicos a hematócritos bastante baixos, quando a anemia já é grave (Gruffydd-Jones, 2010).

Tabela 22. Evolução da percentagem de cães com frequência cardíaca normal e com taquicardia ao longo dos diferentes momentos monitorizados.

Frequência Cardíaca (FC)	Pré-transfusão	20 minutos	1 hora	2 horas	3 horas	24 horas
FC Normal	77,8 %	92,6 %	95,5 %	90,5 %	84,2 %	91,7 %
Taquicárdia	22,2 %	7,4 %	4,5 %	9,5 %	15,8 %	8,3 %

Tabela 23. Evolução da percentagem de gatos com frequência cardíaca normal e com taquicardia ao longo dos diferentes momentos monitorizados.

Frequência Cardíaca (FC)	Pré-transusão	20 minutos	1 hora	2 horas	3 horas	24 horas
FC Normal	80 %	81,2 %	82,4 %	87,5 %	92,3 %	90,9 %
Taquicardia	20 %	18,8 %	17,6 %	12,5 %	7,7 %	9,1 %

É importante referir o facto de, nesta análise, existirem animais que receberam mais do que uma transfusão. Excepto em 3 casos, estas foram sempre administradas após concluídas as 24 horas da última transfusão. Nestes 3 casos, as transfusões foram administradas passadas as 3 horas da transfusão prévia, mas antes das 24 horas. Consequentemente, às 24 horas, nestes animais, a presença de taquicardia pode ter sido encoberta pela administração de uma nova transfusão. Por outro lado, uma vez que os animais necessitaram de uma nova transfusão, isto significa que, possivelmente os sintomas da anemia (como a taquicardia) persistiram ao longo do tempo. Foram mantidos os valores destes animais, no entanto, os resultados obtidos às 24 horas devem ser interpretados tendo em conta estes factos. O mesmo deve ser considerado em relação às restantes monitorizações.

3.12.2. Frequência Respiratória

Outro sinal clínico associado à anemia é a taquipneia (Hohenhaus, 2007; Balch & Mackin, 2007b). A taquipneia, neste contexto, surge como um sinal clínico que evidencia a existência de hipóxia resultante da anemia e a sua presença é um factor a ter em conta na decisão de realizar uma transfusão. Ao administrar-se uma transfusão, espera-se diminuir o grau de anemia do paciente e melhorar a oxigenação tecidual; como tal, prevê-se uma diminuição ou desaparecimento dos sinais clínicos associados à anemia, como é o caso da taquipneia. Ao comparar a evolução da frequência respiratória dos cães e gatos presentes no estudo, em comparação com os valores obtidos antes da transfusão, encontraram-se diferenças entre a população canina e felina (Gráfico 9). No grupo de cães avaliados, a frequência respiratória registou uma tendência de diminuição em relação ao valor inicial, dos 20 minutos até às 24 horas após o início da transfusão. Este resultado está de acordo com a hipótese proposta acima.

No caso particular da população felina, aos 20 minutos após a transfusão houve uma manutenção da frequência respiratória média. Registou-se uma diminuição da frequência respiratória, em relação ao valor inicial, à 1 hora e às 24 horas após a transfusão, sendo que às 2 horas e às 3 horas verificou-se um aumento. Este resultado não está de acordo com o esperado. No entanto, a diferença em relação ao valor médio pré-transusão é mínima

(valores variam entre -1.4 rpm a 2,3 rpm). Desta forma, estes valores podem ser interpretados como uma manutenção da frequência respiratória. Adicionalmente, devido ao pequeno número de animais da população felina, estes valores podem facilmente ser afectados pela variação de determinados pacientes ou mesmo por erros cometidos durante a monitorização da frequência respiratória.

Gráfico 9. Gráfico representativo da variação dos valores médios da frequência respiratória em cães e gatos, comparativamente com o valor médio obtido antes da transfusão.

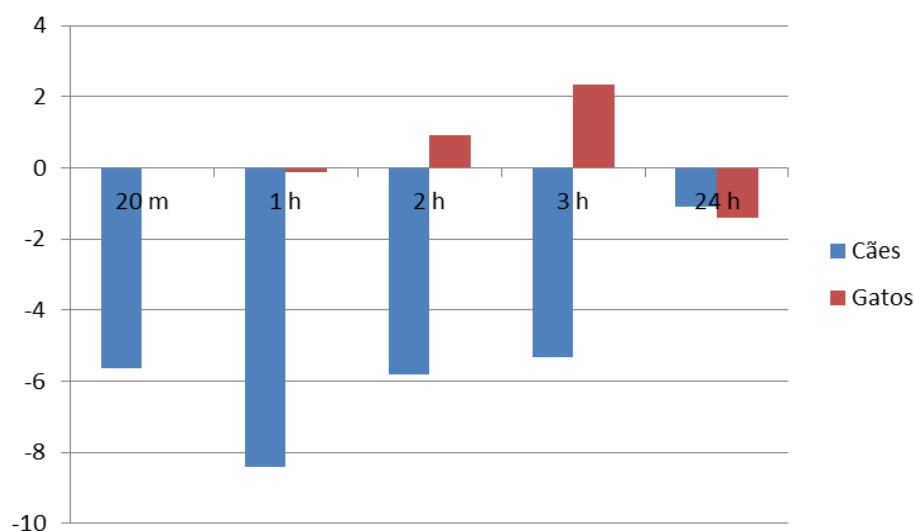


Tabela 24. Variação dos valores médios da frequência respiratória em cães, comparativamente com o valor médio obtido antes da transfusão.

Período de monitorização após início da transfusão	Variação da frequência respiratória (rpm)	Desvio padrão (rpm)	N
20 minutos	-5,7	17,16	26
1 hora	-8,4	16,73	20
2 horas	-5,8	11,00	20
3 horas	-5,3	17,14	18
24 horas	-1,1	13,95	11

Tabela 25. Variação dos valores médios da frequência respiratória em gatos, comparativamente com o valor médio obtido antes da transfusão.

Período de monitorização após início da transfusão	Variação da frequência respiratória (rpm)	Desvio padrão (rpm)	N
20 minutos	0,0	9,20	15
1 hora	-0,1	12,61	15
2 horas	0,9	7,44	15
3 horas	2,3	11,96	12
24 horas	-1,4	10,67	10

Tal como na frequência cardíaca também aqui se verifica a existência de valores elevados do desvio padrão (Tabela 24 e Tabela 25), representativos da grande variabilidade dos valores registados. Foi também avaliada, para este parâmetro, a percentagem de animais que exibiam taquipneia nos diferentes momentos monitorizados (Tabela 26 e Tabela 27). Os valores de referência da frequência respiratória utilizados foram de 18 a 34 rpm em cães e de 16 a 40 rpm em gatos (The Merck Veterinary Manual, 2011). Na população de cães verificou-se uma variação na percentagem dos animais que exibiam taquipneia ao longo dos diferentes momentos monitorizados. Esta variação não foi sempre decrescente ao longo do tempo, no entanto, a percentagem mais alta de animais taquipneicos verifica-se no período antes da administração da transfusão. Esta percentagem obtida antes da transfusão (55,6%) não foi igualada até (inclusive) às 24 horas após a transfusão, o que indica que houve uma diminuição dos animais que se apresentavam com taquipneia até 24 horas após a administração do componente sanguíneo.

No caso particular da população felina, o número de animais que exibem taquipneia aumenta aos 20 minutos após o início da transfusão, sendo que apenas após este período ocorre um decréscimo gradual da percentagem destes animais. Este resultado pode ser consequência do pequeno tamanho da amostra, ou mesmo de erros cometidos pela pessoa que realizou as monitorizações. Por outro lado, também pode reflectir um maior grau de stress por parte da população felina, que foi afectada pela manipulação para obtenção dos valores dos diferentes parâmetros durante o período inicial da transfusão.

Tabela 26. Evolução da percentagem de cães com frequência respiratória normal e com taquipneia ao longo dos diferentes momentos monitorizados.

Frequência Respiratória (FR)	Pré-transfusão	20 minutos	1 hora	2 horas	3 horas	24 horas
FR Normal	44,4 %	50 %	61,9 %	55 %	47,4 %	50 %
Taquipneia	55,6 %	50 %	38,1 %	45 %	52,6 %	50 %

Tabela 27. Evolução da percentagem de gatos com frequência respiratória normal e com taquipneia ao longo dos diferentes momentos monitorizados.

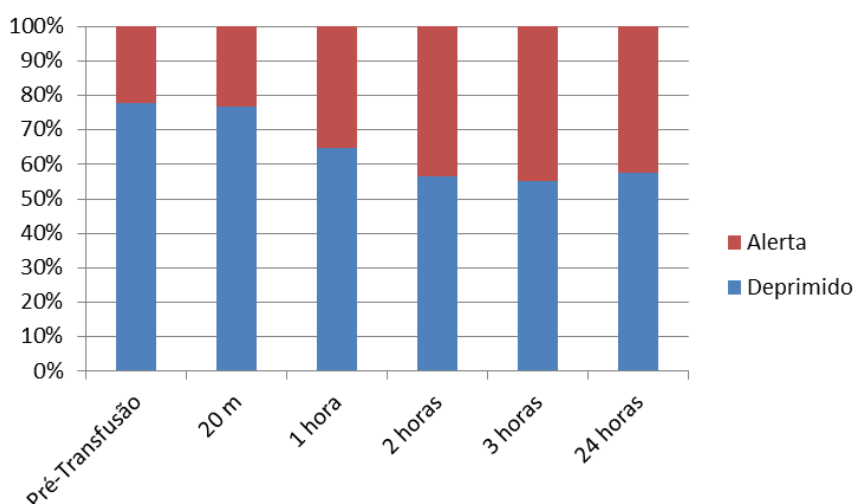
Frequência Respiratória (FR)	Pré-transfusão	20 minutos	1 hora	2 horas	3 horas	24 horas
FR Normal	81,2 %	73,3 %	80 %	80 %	83,3 %	90 %
Taquipneia	18,8 %	26,7 %	20 %	20 %	16,7 %	10 %

3.12.3. Atitude

A letargia, fraqueza e diminuição do apetite constituem sinais clínicos associados à anemia, importantes indicadores de que o paciente apresenta uma alteração na sua capacidade de transporte de oxigénio (Callan, 2010). Ao longo das 50 transfusões realizadas foi monitorizada a atitude do paciente, classificando-se os animais em dois grupos principais: Deprimido e Alerta. Decidiu-se agrupar ambas as espécies uma vez que, neste parâmetro em particular, não existem valores de referência distintos conforme a espécie.

Ao analisar-se a evolução dos 2 grupos de animais (Gráfico 10), verifica-se que, até às 3 horas após a transfusão, inclusive, houve um aumento do número de animais considerados “alerta” e uma diminuição do número de animais “deprimidos”. De facto, a percentagem de animais alerta no momento antes da transfusão era de 22,2 %, aumentado até uma percentagem de 44,7 % às 3 horas após a transfusão. Este resultado está de acordo com o esperado. À medida que o grau de anemia diminui, por efeito do aumento da massa de eritrócitos resultante da administração da transfusão, a oxigenação é melhorada e os animais apresentam-se mais activos e atentos. Às 24 horas após a transfusão, no entanto, há um aumento do número de animais considerados “deprimidos”, em relação às 3 horas após a transfusão. Às 24 horas após a realização da transfusão este parâmetro pode ser influenciado pela persistência da afecção subjacente, que irá diminuir ou até mesmo anular o efeito da transfusão, em parte dos animais. Outra possível justificação reside no facto da atitude poder ser influenciada por diversos outros factores, entre eles, o próprio temperamento do animal, o facto de estar enclausurado num ambiente que não lhe é familiar, e mesmo o facto de não se encontrar na companhia dos donos.

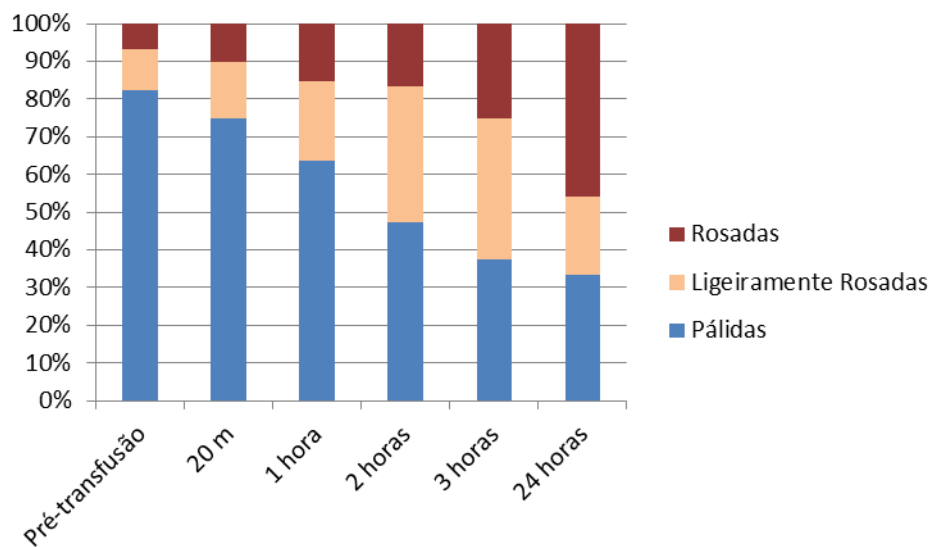
Gráfico 10. Gráfico representativo da evolução da atitude dos cães e gatos que receberam transfusões, ao longo do estudo.



3.12.4. Coloração das mucosas

Outro sinal clínico associado à anemia é a palidez das mucosas (Callan, 2010). A coloração das mucosas foi avaliada antes, durante e após a transfusão. Foram utilizadas 3 classificações distintas: pálidas; ligeiramente rosadas (que consistia numa melhoria da coloração das mucosas, que, no entanto, não se apresentavam ainda totalmente normais) e rosadas. Ao administrar-se a transfusão é esperado que as mucosas que se encontravam pálidas adquiram gradualmente uma coloração rosada saudável. No início da transfusão, a grande maioria dos animais apresentava mucosas pálidas (82,2 %), enquanto que apenas 6,7 % e 11,1 % apresentavam mucosas rosadas e ligeiramente rosadas, respectivamente (Gráfico 11). A percentagem de animais com mucosas pálidas diminui gradualmente até às 24 horas após a transfusão, momento em que a percentagem deste grupo atinge o valor mínimo de 33,3 %. Por outro lado, também houve um aumento na percentagem de animais com mucosas rosadas até às 24 horas transfusão, altura em que atingiu o valor máximo de 45,8 %. Estes resultados estão de acordo com o esperado.

Gráfico 11. Gráfico representativo da evolução da coloração das mucosas dos cães e gatos que receberam transfusões, ao longo do estudo.



4. Conclusões

Apesar do presente estudo se encontrar, naturalmente, limitado pelo tamanho da amostra, tendo como base os resultados obtidos é possível elaborar algumas conclusões:

. Confirma-se a importância de realizar tipificação sanguínea antes da administração de uma transfusão. No caso da população felina, é incorrecto assumir que, devido ao facto da maioria dos gatos pertencer ao tipo sanguíneo A, se pode realizar uma transfusão com sangue tipo A na ausência de uma alternativa. Mesmo neste estudo, constituído por uma amostra relativamente pequena recolhida ao longo de um período de 6 meses, foi realizada uma transfusão a um gato do tipo sanguíneo B. A transfusão de sangue do tipo A a um gato tipo B pode ter graves consequências ao induzir uma reacção hemolítica aguda. Na população canina, o presente estudo reforça a importância de realizar a tipificação, pelo menos para o antigénio DEA 1.1. A população de cães DEA 1.1 negativos apresenta uma prevalência significativa, não só neste estudo, mas também noutros realizados em Portugal (Ferreira et al., 2011). Apesar da população canina não apresentar anticorpos naturais contra o antigénio DEA 1.1, é importante classificar a população canina em DEA 1.1 positiva e DEA 1.1 negativa., sendo que animais 1.1 negativos devem receber sangue 1.1 negativo e animais 1.1 positivos devem receber sangue 1.1 positivo. Esta medida impede a sensibilização de parte da população que, ao receber uma segunda transfusão não tipificada poderia desenvolver uma reacção potencialmente fatal.

. A anemia devido a hemorragia ou perda de sangue é descrita na bibliografia como a causa mais comum para a realização de transfusões em cães e em gatos. De facto, no presente estudo, verificou-se que a principal indicação para a administração de transfusões na população canina foi a anemia devido a hemorragia (71,4%). No entanto, a maioria dos gatos recebeu transfusões devido a uma anemia não regenerativa (46,1%). Embora este resultado seja contrário ao encontrado em parte da literatura, também é referido na mesma que a maioria das anemias na população felina é do tipo não regenerativo (Gruffydd-Jones, 2010). Este facto, aliado ao pequeno tamanho da amostra, pode justificar este resultado.

. Foi encontrada uma diferença estatisticamente muito significativa no valor do hematócrito antes da transfusão entre cães com hemorragia e cães com hemólise ($p < 0,01$). Este facto deve-se, provavelmente, à tendência para sobrestimar o valor do hematócrito em animais com hemorragia aguda que ainda não sofreram um reajuste de fluidos. É importante ter em consideração, na prática clínica, que animais com hemorragia aguda podem apresentar um hematócrito inicialmente elevado/normal e necessitar de receber uma transfusão. É preciso ter em conta os sinais clínicos apresentados neste grupo de animais, não apenas o valor de hematócrito, e ponderar iniciar a transfusão precocemente.

. Existe uma diferença estatisticamente significativa na evolução do hematócrito às 3 horas após a transfusão, em função do componente administrado ($p=0,012$). Os animais que receberam concentrado de eritrócitos apresentaram um valor médio de hematócrito significativamente superior, 3 horas após a transfusão. No entanto, este resultado é influenciado pelo facto de a grande maioria dos cães ter recebido concentrado de eritrócitos, enquanto que a grande maioria dos gatos recebeu sangue total. Do ponto de vista do componente administrado, uma possível interpretação deste resultado consiste na maior quantidade de plasma presente nas unidades de sangue total, que, em teoria e num momento inicial, causaria um menor aumento no valor do hematócrito, quando comparadas com as unidades de concentrado de eritrócitos. Por outro lado, considerando o factor espécie, esta diferença também pode dever-se ao facto de o hematócrito anterior à transfusão ser inferior em gatos (que receberam principalmente sangue total), levando à ocorrência de valores mais baixos, após transfusão, nesta espécie. Uma vez que há influência de outras variáveis, não é possível realizar a interpretação conclusiva dos resultados obtidos, apenas é possível formular hipóteses que carecem de futura investigação.

. A maioria dos animais presentes neste estudo recebeu apenas uma transfusão de sangue. A doença que recebeu um maior número de transfusões múltiplas, quer em cães, quer gatos, foi a anemia devido a hemólise. Embora já tenha sido referida uma tendência para animais com anemia hemolítica imunomediada necessitarem de mais do que uma transfusão, este resultado também pode reflectir a dificuldade financeira dos proprietários em suportarem o custo acrescido das transfusões múltiplas, em anemias não regenerativas. Por outro lado, devido à duração limitada do estágio, podem não ter sido registadas transfusões subsequentes ao seu término, as quais talvez reflectissem um resultado diferente.

. Apesar de ter sido realizada a tipificação e prova de compatibilidade em todos os animais e consequentemente administrado sangue compatível, registou-se uma incidência de reacções transfusionais de 6% na população geral, de 3,1% na população canina e de 11,1% na população felina. As reacções foram todas transitórias, ligeiras e os animais afectados receberam alta. Suspeita-se que as reacções resultaram da presença de anticorpos contra leucócitos e/ou plaquetas (reacção febril não hemolítica) e contra proteínas plasmáticas (reacções de hipersensibilidade) presentes no sangue administrado. Estas reacções não podem ser evitadas pela realização de tipificação e teste de compatibilidade (Weingart et al., 2004). Este resultado ilustra a importância de proceder a uma monitorização atenta e cuidadosa de todos os pacientes que recebam transfusões, independentemente da realização de testes de compatibilidade.

A administração de transfusões de eritrócitos aliada à correcta realização de testes de tipificação e de compatibilidade e testagem de doenças infecto-contagiosas dos animais dadores, aparenta ser um processo bem tolerado pelos animais de companhia, permitindo prolongar a sobrevivência de animais em estado crítico, ao mesmo tempo que possibilita a realização de uma investigação diagnóstica e instituição do tratamento adequado da doença primária.

À medida que o nosso conhecimento sobre medicina transfusional aumenta, seria interessante abordar certos aspectos que permanecem, ainda, um pouco controversos. Nomeadamente, atingir um consenso acerca do valor de hematócrito que determina, impreterivelmente, a necessidade de realizar uma transfusão. Embora a realização de uma transfusão deva ser sempre ponderada tendo em conta os sinais clínicos exibidos pelo animal, seria útil um consenso acerca do valor de hematócrito, abaixo do qual, é do melhor interesse do animal receber a transfusão. Até à data foi realizado um estudo em cães com hemorragia aguda, em que se definiu um valor de hematócrito limite de 20 % neste grupo de animais (Muir, W., 1999, citado por Hohenhaus, 2010). Seria importante determinar este valor para outros grupos de animais. As transfusões de sangue, quando necessárias, são percebidas como uma parte importante da abordagem terapêutica a um paciente crítico. Seria importante obter mais conhecimento acerca dos efeitos e consequências da administração dos diferentes componentes sanguíneos. No entanto, dificilmente serão realizados estudos que avaliem, num conjunto de animais com doenças de gravidade semelhante, um grupo de controlo que não recebe transfusões em contraste com um grupo de animais que recebe transfusões. Seria considerado pouco ético não administrar um tratamento que pudesse eventualmente salvar a vida do animal. Uma opção seria realizar um estudo utilizando, como grupo de controlo, animais cujos donos, por exemplo por motivos financeiros, se recusassem a realizar a transfusão.

Bibliografia

- Abrams-Ogg, A.C. (2000). Practical blood transfusion. In M. Day, A. Mackin & J. Littlewood (Eds.), *Manual of Canine and Feline Haematology and Transfusion Medicine*. (pp. 263-303). Gloucester: British Small Animal Veterinary Association.
- Abrams-Ogg, A.C. (2010). Nonregenerative anemia. In S.J. Ettinger & E.C. Feldman (Eds.), *Textbook of Veterinary Internal Medicine*. (7th ed.). (pp. 788-797). St. Louis, Missouri: Elsevier Inc.
- Adamantos, S. (2008). Scientific proceedings: companion animals programme. Transfusion medicine [versão electrónica]. Proceedings of the European Veterinary Conference Voorjaarsdagen, Amsterdam, Netherlands, 24-26 April, p 62-63. Acedido em Jun. 29, 2011, disponível em: <http://www.ivis.org/proceedings/voorjaarsdagen/2008/critical/62.pdf>
- Arikan, S., Gurkan, M., Ozaytekin, E., Dodurka, T. & Giger, U. (2006). Frequencies of blood type A, B and AB in non-pedigree domestic cats in turkey. *Journal of Small Animal Practice*, 47(1), 10-13.
- Bagdi, N., Magdus, M., Leidinger, E., Leidinger, J. & Voros, K. (2001). Frequencies of feline blood types in hungary. *Acta Veterinaria Hungarica*, 49(4), 369-375.
- Balch, A. & Mackin, A. (2007a). Canine immune-mediated hemolytic anemia: pathophysiology, clinical signs, and diagnosis. *Compendium Continuing Education for Veterinarians*, 29(4), 217-225.
- Balch, A. & Mackin, A. (2007b). Canine immune-mediated hemolytic anemia: treatment and prognosis." *Compendium Continuing Education for Veterinarians*, 29(4), 230-238.
- Barfield, D. & Adamantos, S. (2011). Feline blood transfusions: a pinker shade of pale. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 13(1), 11-23.
- Beal, M.W. (2008). Transfusion medicine for the general practitioner [versão electrónica]. Proceedings of the North American Veterinary Conference, Orlando, Florida, 19-23 January, pp. 252-254. Acedido em Jun. 29, 2011, disponível em: <http://www.ivis.org/docarchive/proceedings/navc/2008/sae/083.pdf>
- Blais, M.C., Berman, L., Oakley, D.A. & Giger, U. (2007). Canine dal blood type: a red cell antigen lacking in some dalmatians. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 21(2), 281-286.
- Bracker, K.E. & Drellich, S. (2005). Transfusion reactions. *Compendium Continuing Education For Veterinarians*, 27(7). Acedido em Jul. 20, 2011, disponível em: <http://www.vetlearn.com/compendium/transfusion-reactions>
- Bucheler, J. & Giger, U. (1993). Alloantibodies against A and B blood types in cats. *Veterinary Immunology and Immunopathology*, 38(3-4), 283-295.
- Burgess, K., Moore, A., Rand, W. & Cotter, S.M. (2000). Treatment of immune-mediated hemolytic anemia in dogs with cyclophosphamide. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 14(4), 456-462.
- Cain, G.R. & Suzuki, Y. (1985). Presumptive neonatal isoerythrolysis in cats. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 187(1), 46-48.

- Callan, M.B., Oakley, D.A., Shofer, F.S. & Giger, U. (1996). Canine red blood cell transfusion practice [abstract]. *Journal of the American Animal Hospital Association*, 32(4), 303-311.
- Callan, M.B. (2010). Red Blood Cell Transfusion in the dog and cat. In D.J. Weiss & K.J. Wardrop (Eds.), *Schalm's veterinary hematology*. (6th ed.). (pp. 738-743). Iowa, Wiley-Blackwell.
- Castellanos, I., Couto C.G. & Gray, T.L. (2004). Clinical use of blood products in cats: a retrospective study (1997--2000). *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 18(4), 529-532.
- Chiaromonte, D. (2004). Blood-component therapy: selection, administration and monitoring. *Clinical Techniques in Small Animal Practice*, 19(2), 63-67.
- Côté, E. & Ettinger, S.J. (2005). Electrocardiography and cardiac arrhythmias. In S.J. Ettinger & E.C. Feldman (Eds.), *Textbook of Veterinary Internal Medicine*. (6th ed). (pp. 1040-1076). St. Louis: Elsevier Saunders.
- Fernández-del Palacio, M.J. (2007). Risk factors in dogs and cats for development of chronic kidney disease [versão electrónica]. Acedido em Nov. 21, 2011, disponível em : <http://www.iris-kidney.com/education/en/education07.shtml>
- Ferreira, R.R., Gopegui, R..R. & Matos, A.J. (2011). Frequency of dog erythrocyte antigen 1.1 expression in dogs from Portugal. *Veterinary Clinical Pathology*, 40(2), 198-201.
- Forcada, Y., Guitian, J. & Gibson, G. (2007). Frequencies of feline blood types at a referral hospital in the south east of England. *Journal of Small Animal Practice*, 48(10), 570-573.
- Giger, U. & Akol, K. G. (1990). Acute hemolytic transfusion reaction in an abyssinian cat with blood type B, *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 4(6), 315-316.
- Giger, U. & Bucheler, J. (1991). Transfusion of type-A and type-B blood to cats. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 198(3), 411-418.
- Giger, U., Gelens, C.J., Callan, M.B. & Oakley, D.A. (1995). An acute hemolytic transfusion reaction caused by dog erythrocyte antigen 1.1 incompatibility in a previously sensitized dog. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 206(9), 1358-1362.
- Giger, U. (2005). Regenerative anemias caused by blood loss or hemolysis. In S.J. Ettinger & E.C. Feldman (Eds.), *Textbook of Veterinary Internal Medicine*. (6th ed). (pp. 1886-1907). St. Louis: Elsevier Saunders.
- Giger, U. (2009). Blood-typing and crossmatching. In J.D. Bonagura & D.C. Twedt (Eds.), *Kirk's current veterinary therapy XIV*. (pp. 260-265). St. Louis: Saunders Elsevier.
- Giger, U. (2010). Transfusion medicine – do's and don'ts [versão electrónica]. *Proceedings of the 35th World Small Animal Veterinary Congress*, Geneva, Switzerland, 14-17 October. Acedido em Jun. 29, 2011, disponível em: <http://www.ivis.org/proceedings/wsava/2010/d40.pdf>
- Gordon, A.A. & Penedo, M.C. (2010). Erythrocyte antigens and blood groups. In D.J. Weiss & K.J. Wardrop (Eds.), *Schalm's veterinary hematology*. (6th ed). (pp. 711-724). Iowa: Wiley-Blackwell.

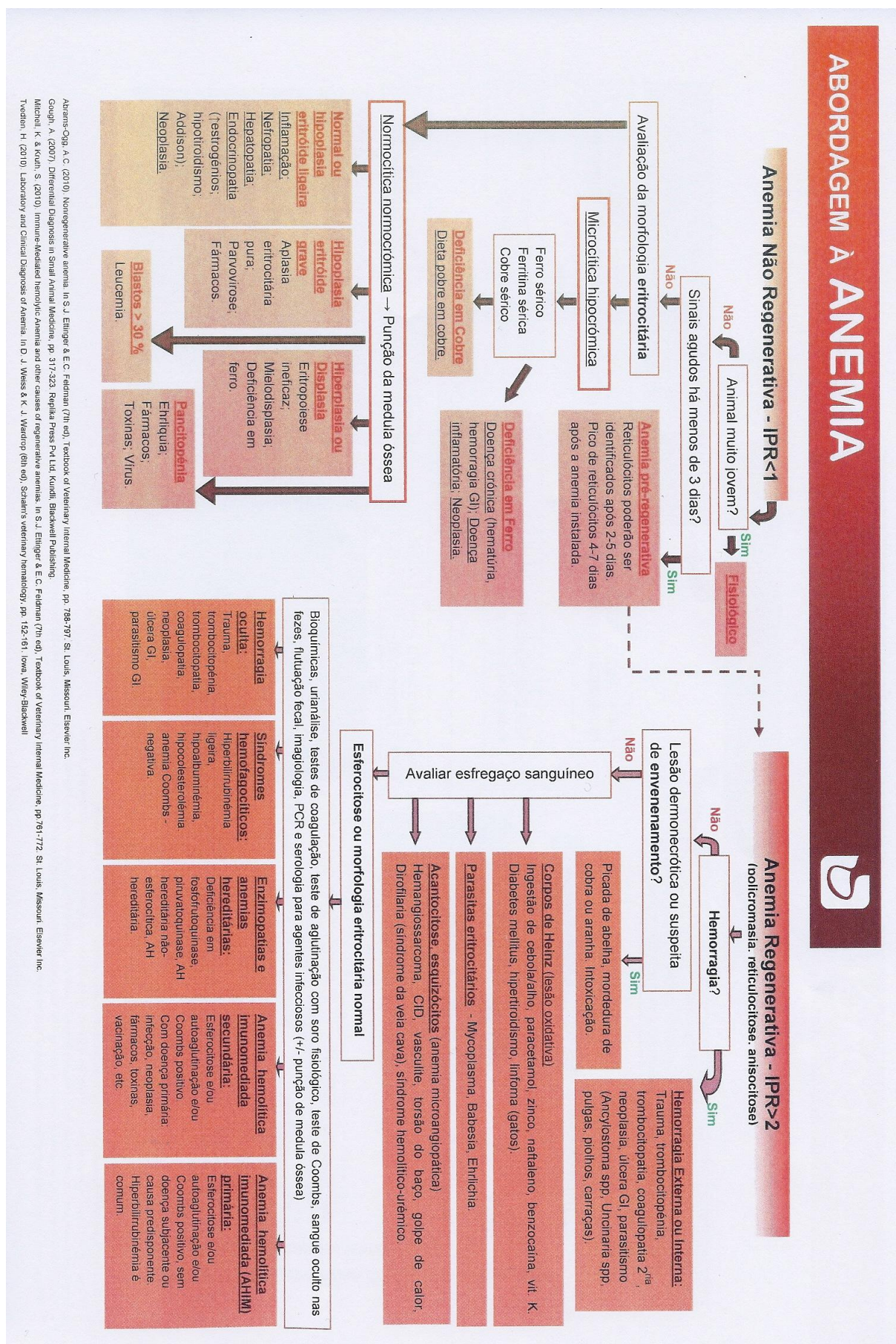
- Griot-Wenk, M.E. & Giger U. (1995). Feline transfusion medicine: blood types and their clinical importance. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, 25(6), 1305-1322.
- Gruffydd-Jones, T. (2010). Approach to anaemia in the cat [versão electrónica]. I Encontro de formação OMV, 16 e 17 de Outubro. Acedido em Out. 10, 2011, disponível em: <http://www.omv.pt/biblioteca-online/formacao-gratuita-omv/encontro-omv-2010/animais-de-companhia-medicina-felina>
- Gunn-Moore, D.A., Simpson, K.E. & Day, M.J. (2009). Blood types in bengal cats in the UK. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 11(10), 826-828
- Haldane, S.J., Roberts, J., Marks, S.L. & Raffe, M.R. (2004). Transfusion medicine. *Compendium Continuing Education for Veterinarians*, 26(7), 502-518.
- Hale, A.S. (1995). Canine blood groups and their importance in veterinary transfusion medicine. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, 25(6), 1323-1332.
- Hale, A., Werfelmann, J., Lemmons, M., Smiler, B. & Gerlach, J. (2008). An evaluation of 9,570 dogs by breed and dog erythrocyte antigen typing [abstract]. Research Abstract Program of the 26th Annual American College of Veterinary Internal Medicine Forum: San Antonio, Texas, Jun. 4-7, pp.740. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 22, 740.
- Hansen, K. (2006). Canine and feline transfusion medicine. *Veterinary Technician Focus: Hematology*, 27(7), Acedido em Set. 1, 2011, disponível em: <http://www.vetlearn.com/veterinary-technician/canine-and-feline-transfusion-medicine>
- Harrell, K.A. & Kristensen, A.T. (1995). Canine transfusion reactions and their management. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, 25(6), 1333-1364.
- Harrell, K., Parrow J., & Kristensen, A. (1997a). Canine transfusion reactions: part I. causes and consequences. *Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian*, 19(2). Acedido em Ago. 21, 2011, disponível em: <http://pt.scribd.com/doc/23747946/CANINE-Canine-Transfusion-Reactions-part-1-Causes-and-Consequences>
- Harrell, K., Parrow J., & Kristensen, A. (1997b). Canine transfusion reactions: part II. prevention and treatment. *Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian*, 19(2). Acedido em Ago. 21, 2011, disponível em: <http://pt.scribd.com/doc/23747958/CANINE-Canine-Transfusion-Reactions-part-2-Prevention-and-Treatment>
- Helm, J. & Knottenbelt, C. (2010). Blood transfusions in dogs and cats: 1. Indications. In *Practice*, 32(5), 184-189.
- Hohenhaus, A.E. (2005). Blood transfusions, component therapy, and oxygen-carrying solutions. In S.J. Ettinger & E.C. Feldman (Eds.), *Textbook of Veterinary Internal Medicine*. (6th ed). (pp. 464-468). St. Louis: Elsevier Saunders.
- Hohenhaus, A.E. (2007). Transfusions containing red blood cells [versão electrónica]. Proceedings of the World Small Animal Veterinary Association, Sydney, Australia, 14-17 October. Acedido em Out. 18, 2011, disponível em: http://www.ivis.org/proceedings/Wsava/2007/pdf/60_20070401123226_abs.pdf

- Hohenhaus, A.E. (2010). Blood transfusions, component therapy, and oxygen-carrying solutions. In S.J. Ettinger & E.C. Feldman (Eds.), *Textbook of Veterinary Internal Medicine*. (7th ed). (pp. 537-544). St. Louis, Missouri: Elsevier Inc.
- Jutkowitz, L.A. (2004). Blood transfusion in the perioperative period. *Clinical Techniques in Small Animal Practice*, 19(2), 75-82.
- Juvel, F., Brennan, S. & Mooney, C.T. (2011). Assessment of feline blood for transfusion purposes in the Dublin area of Ireland. *Veterinary Record*, 168(13), 352.
- Kerl, M.E. & Hohenhaus, A.E. (1993). Packed red blood cell transfusions in dogs: 131 cases (1989). *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 202(9), 1495-1499.
- Kessler, R.J., Reese J., Chang, D., Seth, M., Hale, A.S. & Giger, U. (2010). Dog erythrocyte antigens 1.1, 1.2, 3, 4, 7, and dal blood typing and cross-matching by gel column technique. *Veterinary Clinical Pathology*, 39(3), 306-316.
- Klaser, D.A., Reine, N.J. & Hohenhaus, A.E. (2005). Red blood cell transfusions in cats: 126 cases (1999). *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 226(6), 920-923.
- Knottenbelt, C.M., Addie, D.D., Day, M.J. & Mackin, A.J. (1999). Determination of the prevalence of feline blood types in the UK. *Journal of Small Animal Practice*, 40(3), 115-118.
- Knottenbelt, C.M. (2002). The feline AB blood group system and its importance in transfusion medicine. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 4(2), 69-76.
- Lanevski, A. & Wardrop, K.J. (2001). Principles of transfusion medicine in small animals. *The Canadian Veterinary Journal*, 42(6), 447-454.
- Lucas, R.L., Lentz, K.D. & Hale, A.S. (2004). Collection and preparation of blood products. *Clinical Techniques in Small Animal Practice*, 19(2), 55-62.
- Marques, C., Ferreira, M., Gomes, J.F., Leitao, N., Costa, M., Serra, P., Correia, J.H. & Pomba, C.F. (2011). Frequency of blood type A, B, and AB in 515 domestic shorthair cats from the Lisbon area. *Veterinary Clinical Pathology*, 40(2), 185-187.
- McMichael, M.A., Smith, S.A., Galligan, A., Swanson, K.S. & Fan, T.M. (2010). Effect of leukoreduction on transfusion-induced inflammation in dogs. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 24(5), 1131-1137.
- Melzer, K.J., Wardrop, K.J., Hale, A.S. & Wong, V.M. (2003). A hemolytic transfusion reaction due to DEA 4 alloantibodies in a dog. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 17(6), 931-933.
- Miller, E (2009). Immune-mediated hemolytic anemia. In J.D. Bonagura & D.C. Twedt (Eds.). *Kirk's current veterinary therapy XIV*. (pp.266-271). St. Louis: Saunders Elsevier.
- Mitchell, K. & Kruth, S. (2010). Immune-mediated hemolytic anemia and other causes of regenerative anemias. In S.J. Ettinger & E.C. Feldman (Eds.), *Textbook of Veterinary Internal Medicine*. (7th ed). (pp.761-772). St. Louis, Missouri: Elsevier Inc.
- Mylonakis, M.E., Koutinas, A.F., Saridomichelakis, M., Leontidis, L., Papadogiannakis, M. & Plevraki, K. (2001). Determination of the prevalence of blood types in the non-pedigree feline population in Greece. *Veterinary Record*, 149(7), 213-214.

- Novais, A.A., Santana, A.E. & Vicentin, L.A. (1999). Prevalência do grupo sanguíneo DEA 1 (subgrupos 1.1 e 1.2) em cães (*Canis familiaris*, Linnaeus, 1758) criados no Brasil. *Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science*, 36 (1). Acedido em Set. 12, 2011, disponível em: http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1413-95961999000100004
- Ortega-Simpson, T. (2010). Pallor. In S.J. Ettinger & E.C. Feldman (Eds.), *Textbook of Veterinary Internal Medicine*. (7th ed). (pp. 537-544). St. Louis, Missouri: Elsevier Inc.
- Polzin, D.J. (2010). Chronic kidney disease. In S.J. Ettinger & E.C. Feldman (Eds.), *Textbook of Veterinary Internal Medicine*. (7th ed). (pp. 1990-2021). St. Louis, Missouri: Elsevier Inc.
- Prittie, J.E. (2003). Triggers for use, optimal dosing, and problems associated with red cell transfusions. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, 33(6), 1261-1275.
- Prittie, J.E. (2010). Controversies related to red blood cell transfusion in critically ill patients. *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care*, 20(2), 167-176.
- Proverbio, D., Spada, E., Baggiani, L., Perego, R., Milici, A. & Ferro, E. (2011). Comparison of gel column agglutination with monoclonal antibodies and card agglutination methods for assessing the feline AB group system and a frequency study of feline blood types in northern Italy. *Veterinary Clinical Pathology*, 40(1), 32-39.
- R Development Core Team (2011). R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. ISBN 3-900051-07-0, URL <http://www.R-project.org/>.
- Roux, F.A., Deschamps, J.Y., Blais, M.C., Welsh, D.M., Delaforcade-Buress, A.M. & Rozanski, E.A. (2008). Multiple red cell transfusions in 27 cats (2003-2006): indications, complications and outcomes. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 10(3), 213-218.
- Rozanski, E. & de Laforcade, A.M. (2004). Transfusion medicine in veterinary emergency and critical care medicine. *Clinical Techniques in Small Animal Practice*, 19(2), 83-87.
- Ruiz de Gopegui, R., Velasquez, M. & Espada, Y. (2004). Survey of feline blood types in the Barcelona area of Spain. *Veterinary Record*, 154(25), 794-795.
- Silvestre-Ferreira, A.C., Pastor, J., Sousa, A.P., Pires, M.J., Morales, M., Abreu, Z. & Montoya, J.A. (2004a). Blood types in the non-pedigree cat population of Gran Canaria. *Veterinary Record*, 155(24), 778-779.
- Silvestre-Ferreira, A.C., Pastor, J., Almeida, O. & Montoya, A. (2004b) [abstract]. Frequencies of feline blood types in northern Portugal. *Veterinary Clinical Pathology*, 33(4), 240-243.
- Silvestre-Ferreira, A.C. & Pastor, J. (2010). Feline neonatal isoerythrolysis and the importance of feline blood types. *Veterinary Medicine International*. Acedido em Jun. 29, 2011, disponível em: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC2899707/>
- Sparkes, A. & Gruffydd-Jones, E. (2000). Blood groups in cats. In M.J. Day, M. Andrew & J.D. Littlewood (Eds.), *Manual of canine and feline haematology and transfusion medicine*. (pp. 305-307). Gloucester: British Small Animal Veterinary Association

- Stone, E., Badner, D. & Cotter, S.M. (1992). Trends in transfusion medicine in dogs at a veterinary school clinic: 315 cases (1986-1989). *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 200(7), 1000-1004.
- Symons, M. & Bell, K. (1991). Expansion of the canine A blood group system. *Animal Genetics*, 22(3), 227-235.
- The Merck Veterinary Manual (2011). Reference guides. Acedido em Out. 10, disponível em: http://www.merckvetmanual.com/mvm/index.jsp?cfile=htm/bc/ref_00.htm
- Tocci, L.J. & Ewing, P.J. (2009). Increasing patient safety in veterinary transfusion medicine: an overview of pretransfusion testing. *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care*, 19(1), 66-73.
- Tocci, L.J. (2010). Transfusion medicine in small animal practice. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, 40(3), 485-494.
- Trent, K. (2010). Transfusion medicine: component therapy. *Veterinary Technician*, 31(8). Acedido em Jun. 29, 2011, disponível em: <http://www.vetlearn.com/veterinary-technician/transfusion-medicine-component-therapy>
- Van der Merwe, L.L., Jacobson, L.S. & Pretorius, G.J.(2002). The breed prevalence of dog erythrocyte antigen 1.1 in the Onderstepoort area of South Africa and its significance in selection of canine blood donors. *Journal of the South African Veterinary Association*, 73(2), 53-56.
- Vap, L.M. (2010). An update on blood typing, crossmatching, and doing no harm in transfusing dogs and cats, 12(71), 447-453.
- Wardrop, K.J., Reine, N., Birkenheuer, A., Hale, A., Hohenhaus, A., Crawford, C. & Lappin, M.R. (2005). Canine and feline blood donor screening for infectious disease. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 19(1), 135-142.
- Weingart, C., Giger, U. & Kohn, B. (2004). Whole blood transfusions in 91 cats: a clinical evaluation. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 6(3), 139-148.
- Weinkle, T.K., Center, S.A., Randolph, J.F., Warner, K.L., Barr, S.C. & Erb, H.N. (2005). Evaluation of prognostic factors, survival rates, and treatment protocols for immune-mediated hemolytic anemia in dogs: 151 cases (1993-2002). *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 226(11), 1869-1880.
- Weinstein, N.M., Blais, M.C., Harris, K., Oakley, D.A., Aronson, L.R. & Giger, U. (2007). A newly recognized blood group in domestic shorthair cats: the mik red cell antigen. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 21(2), 287-292.
- Weinstein, N. M. (2010). Transfusion reactions. In D.J. Weiss & K.J. Wardrop (Eds.), *Schalm's veterinary hematology*. (6th ed). (pp. 769-775). Iowa: Wiley-Blackwell.

Anexo I – Diagrama de abordagem à anemia distribuído no VIII Congresso Hospital Veterinário Montenegro, no âmbito do projecto Banco de Sangue Animal.



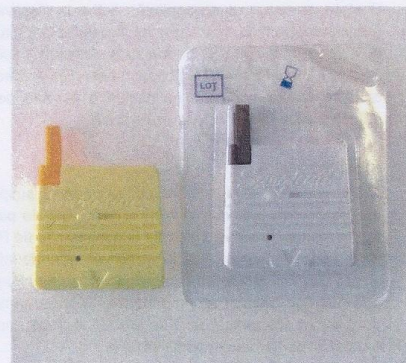
Anexo II – Folheto informativo sobre o dispositivo Surgicutt® distribuído no VIII Congresso Hospital Veterinário Montenegro, no âmbito do projecto Banco de Sangue Animal.

Surgicutt® – Tempo de Sangramento da Mucosa Labial



Em que consiste?

O Surgicutt® é um dispositivo constituído por uma pequena lâmina, contida numa caixa de plástico, que permite realizar incisões uniformes na mucosa labial com 1 mm (cães grandes) ou 0,5 mm (cães pequenos e gatos) de profundidade. Permite avaliar o tempo de sangramento da mucosa labial, definido como o período de tempo entre a incisão na mucosa labial e o momento em que a hemorragia subsequente estanca.



Indicações

Este teste é indicado em pacientes que se apresentem à clínica com hemorragia de causa desconhecida, permitindo avaliar *in vivo* a existência de alterações da hemostase primária. É considerado um dos melhores testes para avaliar a função plaquetária (trombocitopatia) e é especialmente importante nos casos de apresentação de petéquias e equimoses, sem evidência de trombocitopenia. Pode, também, ser utilizado para avaliar o efeito de determinados fármacos na função plaquetária, e na avaliação dos efeitos da desmopressina e do crioprecipitado no tratamento da doença de vonWillebrand.

Como realizar o teste?

1. Posicionar o paciente em decúbito lateral (se necessário, pode ser realizada sedação).
2. Segurar o lábio superior com uma gaze, de forma a expor a mucosa labial. Remover gentilmente detritos ou excesso de saliva presente na junção mucocutânea. Não utilizar álcool ou outros adstringentes vasodilatadores. Em gatos, caso não tolerem este procedimento, é aconselhado, após tosquia, realizar a incisão no abdómen caudal lateral ou na zona medial superior da coxa.
3. Realizar uma incisão na mucosa (labial em cães e oral em gatos) com o Surgicutt®, iniciando o sangramento capilar. A incisão uniforme do Surgicutt® impede a ruptura de vasos de maior calibre. Iniciar a contagem do tempo.
4. Colocar papel mata-borrão 2-3 mm a baixo do local de incisão, por forma a absorver o excesso de sangue, a cada 5-10 segundos. Não tocar na ferida, de forma a não perturbar a formação do tampão plaquetário.
5. Parar de cronometrar quando não se verificar absorção de sangue livre pelo papel.
6. Passados 5 a 10 minutos deverá observar-se novamente a incisão para verificar recidiva da hemorragia. Nesse caso é provável um problema na estabilidade do tampão plaquetário ou na retracção do coágulo (ambos evidência de um defeito na função plaquetária).

Valores normais de referência (em segundos):

Espécie	Media ± DesvioPadrão	Método
Cão	157 ± 29	Mucosa Labial
Cão (Galgos)	129.5 ± 44.2	Mucosa Labial
Gato	114 ± 30	Mucosa oral

Adaptado de Tarnow e Kristensen, in Schalm's veterinary hematology, 2010.

Certos autores consideram tempos normais distintos: até 4 minutos em cães (Car, Niblett, Panciera, 2009) e até 5 minutos em cães e gatos (Animal BloodBank®, 2006).

Interpretação dos resultados:

O aumento do tempo de sangramento da mucosa labial pode dever-se a:

- ⇒ Trombocitopenia
- ⇒ Insuficiência renal (urémia induz alteração funcional das plaquetas)
- ⇒ Doença de von Willebrand
- ⇒ Vasculite
- ⇒ Fármacos (clopidogrel, aspirina e outros AINES)
- ⇒ Trombocitopatia congénita (diagnóstico de exclusão)

Bibliografia:

Animal Blood Bank® (2006). Mucosal Bleeding Time (MBT) / Buccal Mucosal Bleeding Time (BMBT). Disponível em: <http://www.vin.com>

Broks, M.B. & Catalano, J.L. (2009). Platelet Dysfunction. In J. D. Bonagura & D.C. Twedt, Kirk's current veterinary therapy XIV, pp. 292-297. St. Louis: Saunders Elsevier.

Car, A.P.; Niblett, B.M.; Panciera, D.L. (2009). vonWillebrand's Disease and Other Hereditary Coagulopathies. In J. D. Bonagura & D.C. Twedt, Kirk's current veterinary therapy XIV, pp. 277-280. St. Louis: Saunders Elsevier.

Giger, U. (2009). Practical Diagnosis of Bleeding Disorders. Proceedings of the North American Veterinary Conference, Orlando, Florida, 19-23 January, p. 252-254. Disponível em: <http://www.ivis.org>

Hogan, D.F.; Brooks, M.B. (2010). Treatment of Hemostatic Defects. In D. J. Weiss & K. J. Wardrop (6th ed), Schalm's veterinary hematology, pp. 695-702. Iowa, Wiley-Blackwell.

Tarnow, I.; Kristensen, A.T. (2010). Evaluation of Platelet Function. In D. J. Weiss & K. J. Wardrop (6th ed), Schalm's veterinary hematology, pp. 1123-1132. Iowa, Wiley-Blackwell.

Anexo III – Folheto informativo sobre os tubos de teste do tempo de coagulação activada distribuído no VIII Congresso Hospital Veterinário Montenegro, no âmbito do projecto Banco de Sangue Animal.

TUBOS DE ACT – Teste do Tempo de Coagulação Activada

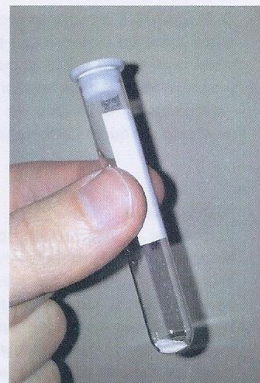


Em que consiste?

O teste do tempo de coagulação activada ("activated clotting time" - ACT) é um teste rápido e prático que permite analisar a via intrínseca e a via comum da coagulação, à semelhança do teste do tempo parcial de tromboplastina activada ("activated partial thromboplastin time" - aPTT). O factor XII (via intrínseca) é activado pela *diatomaceous earth* (celite) presente no tubo de ACT. Este teste pode ser realizado na clínica e permite detectar qualquer coagulopatia, à excepção da deficiência do factor VII (via extrínseca).

Indicações

O teste de ACT está indicado sempre que há suspeita de coagulopatia, estando na primeira linha de diagnóstico juntamente com a contagem de plaquetas. Desta forma, permite avaliar, de uma forma prática, a necessidade de administração de Plasma Fresco Congelado ou Crioprecipitado. Está, também, indicado na avaliação do grau de inflamação associada a diversas patologias (p.ex. torção gástrica, golpe de calor, pancreatite ou cirurgias agressivas), avaliando a sua progressão e servindo como factor de prognóstico. Relativamente ao teste de aPTT, o teste de ACT apresenta uma sensibilidade ligeiramente inferior, e pode encontrar-se ligeira a moderadamente prolongado em casos de trombocitopenia severa.



Como realizar o teste?

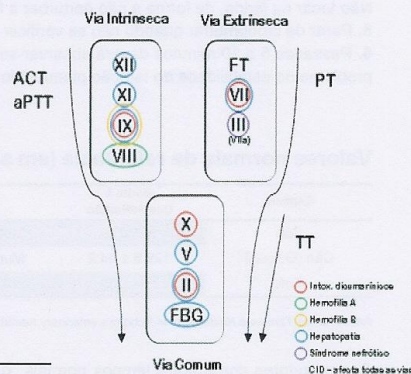
1. Realizar um aquecimento prévio do tubo de ACT a 37°C, durante 5 a 10 minutos (p.ex. debaixo da axila ou "banho maria").
2. Colher 3 ml de sangue, preferencialmente da veia jugular, através de uma só punção limpa e rápida. Iniciar a contagem do tempo.
3. Remover a tampa do tubo de ACT e transferir para o seu interior, rápida e cuidadosamente, 2 ml (dos 3 ml de sangue presentes na seringa). Recolocar a tampa, inverter gentilmente o tubo 5 vezes e voltar a aquecer a 37°C (mantendo o tubo na vertical). Continuar a cronometrar o tempo.
4. Passados 60 segundos e, a partir daí a cada 5 segundos, remover o tubo da fonte de calor, e incliná-lo de forma a observar o fluxo de sangue para verificar a presença de coágulos.
5. O teste termina quando é observado o primeiro coágulo, altura em que termina a contagem do tempo.

Valores normais de referência: Cão < 120 segundos; Gato < 100 segundos; Cavalo < 40 segundos.

Interpretação dos resultados:

Um resultado positivo (valores superiores aos de referência) indica que o animal pode padecer das seguintes patologias: intoxicação por dicumarínicos, hemofilia A ou B, hepatopatia, CID ou síndrome nefrótica. Além disso pode indicar um estado de SIRS (Síndrome de Resposta Inflamatória Sistémica) mais ou menos avançado. Poderá ser realizado o teste de PT para identificação da via de coagulação afectada (intrínseca ou comum).

Caso o resultado seja negativo (valores normais de referência), deverá realizar-se o tempo de sangramento da mucosa labial (trombopatias) e avaliar o tempo de protrombina - PT (alterações na via extrínseca). Este último é mais sensível que o teste ACT na detecção precoce de intoxicação por dicumarínicos, visto o factor VII ter o menor tempo de semi-vida. Adicionalmente poderá realizar o teste aPTT que uma sensibilidade ligeiramente superior ao teste ACT.



	Contagem de plaquetas	Tempo de sangramento da mucosa labial	aPTT/ACT	PT
Trombocitopenia	↓	↑	N	N
Trombopatia (incluindo vWD)	N	↑	N	N
Coagulopatia via intrínseca	N	N	↑	N
Coagulopatia via extrínseca	N	N	N	↑
CID	↓	↑ ou N	↑ ou N	↑ ou N

Bibliografia:

- Cheng, T., Mathews, K.A., Abrams-Ogg, A.C. & Wood, R.D. (2009). Relationship between assays of inflammation and coagulation: a novel interpretation of the canine activated clotting time. *Canadian Journal of Veterinary Research*, 73(2), pág. 97-102.
- Davies, M.L., Mathews, K.A. Point of care assessments: correlation of axillary activated clotting time (ACT) and the alyte act. Department of Clinical Studies, Ontario Veterinary College, University of Guelph, Guelph Ontario.
- Giger, U. (2009b). Insight into In-clinic and Laboratory Hematology Diagnostics. *Proceedings of the North American Veterinary Conference*, Orlando, Florida, pág. 252-254. School of Veterinary Medicine, University of Pennsylvania, Philadelphia, Pennsylvania, USA. Disponível em: <http://www.ivis.org/docarchive/proceedings/navc/2008/sae/083.pdf>
- Giger, U. (2009a). Practical Diagnosis of Bleeding Disorders. *Proceedings of the North American Veterinary Conference*, Orlando, Florida, 19-23 January, pág. 252-254. School of Veterinary Medicine, University of Pennsylvania, Philadelphia, Pennsylvania, USA. Disponível em: <http://www.ivis.org/docarchive/proceedings/navc/2008/sae/083.pdf>